

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMIA

**EVALUACION DE DOS DENSIDADES DE POBLACION EN EL
DESARROLLO LARVAL DE CAMARON DE AGUA DULCE
(Macrobrachium rosenbergii de Man) EN MONTE RICO,
TAXISCO, SANTA ROSA**

T E S I S

Presentada a la Honorable Junta Directiva
De la Facultad de Agronomía
Universidad de San Carlos de Guatemala

P O R :

GUSTAVO EDUARDO PEREZ CIFUENTES

En el acto de su investidura como:

INGENIERO AGRONOMO EN SISTEMAS DE PRODUCCION AGRICOLA

En el grado académico de:

LICENCIADO EN CIENCIAS AGRICOLAS

TESIS DE REFERENCIA
NO

GUATEMALA
NOVIEMBRE DE 1987

SE PUEDE SACAR EN LA BIBLIOTECA
BIBLIOTECA DE LA FACULTAD DE AGRONOMIA USAC.

DL
01
+ (1073)

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

RECTOR

LICENCIADO RODERICO SEGURA TRUJILLO

JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMIA

DECANO	ING. AGR. ANIBAL MARTINEZ M.
VOCAL I	ING. AGR. GUSTAVO MENDEZ G.
VOCAL II	ING. AGR. JORGE SANDOVAL I.
VOCAL III	ING. AGR. MARIO F. MELGAR M.
VOCAL IV	BR. MARCO ANTONIO HIDALGO
VOCAL V	T.U. CARLOS E. MENDEZ
SECRETARIO	ING. AGR. ROLANDO LARA ALECIO

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS
DE GUATEMALA



FACULTAD DE MEDICINA
VETERINARIA Y ZOOTECNIA

Ciudad Universitaria, Zona 12
Guatemala, Centroamérica

Guatemala,
16 de octubre de 1987

Ingeniero Agrónomo
Anibal B. Martínez M.
Decano
Facultad Agronomía

Señor Decano:

Atentamente me dirijo a usted, para informarle que he revisado el trabajo de tesis del estudiante GUSTAVO EDUARDO PEREZ CIFUENTES, con número de carnet 39768, titulado "EVALUACION DE DOS DENSIDADES DE POBLACION EN EL DESARROLLO LARVAL DE CAMARON DE AGUA DULCE (Macrobrachium rosenbergii de Man) EN MONTE RICO, TAXISCO, SANTA ROSA", el cual según mi criterio reúne las características y condiciones necesarias para ser autorizado como tal, tomando en cuenta que es un aporte valioso para la reproducción del camarón de agua dulce.

En virtud de lo anterior, ante usted con todo respeto solicito su autorización para que dicho trabajo sea publicado como tesis de grado.

CORDIALMENTE.

"ID Y ENSEÑAD A TODOS"



DR. M.V. VICTOR HUGO SANCHEZ U.
ASESOR

c.c. Archivo.

Guatemala,
octubre 16, de 1987

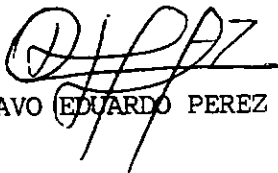
Señores
Honorable Junta Directiva
Honorable Tribunal Examinador
Facultad de Agronomía
Universidad de San Carlos de
Guatemala

Señores:

De conformidad con lo que establece la Ley Orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, tengo el honor de someter a -- vuestra consideración el trabajo de tesis titulado "EVALUACION DE - DOS DENSIDADES DE POBLACION EN EL DESARROLLO LARVAL DE CAMARON DE - AGUA DULCE (Macrobrachium rosenbergii de Man) EN MONTE RICO, TAXISCO SANTA ROSA.

Al presentar el trabajo como requisito previo a optar el título de Ingeniero Agrónomo en Sistemas de Producción, en el grado académico de Licenciado en Ciencias Agrícolas, confío merezca vuestra - aprobación.

Respetuosamente,


GUSTAVO EDUARDO PEREZ CIFUENTES

ACTO QUE DEDICO

A DIOS

A MIS PADRES

Jose Gustavo Pérez Figueroa (Q.E.P.D.)

Enriqueta Cifuentes Vda. de Pérez.

A MIS HERMANOS

Rosa María, Sonia Leticia, Carlos Enrique.

A MI ESPOSA

Maura.

A MIS HIJAS

Ana Gabriela, Andrea Sofia.

A MIS SOBRINOS Y PRIMOS

A MIS TIOS

A MIS CUÑADOS

A MIS AMIGOS Y COMPAÑEROS EN GENERAL

TESIS QUE DEDICO

A GUATEMALA

A LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

A LA FACULTAD DE AGRONOMIA

A LOS PESCADORES EN GENERAL

AGRADECIMIENTOS

A mis Padres, por su apoyo en este triunfo, que sea para ellos el mejor reconocimiento a su esfuerzo.

A mi Asesor, Dr. M.V. Victor Hugo Sánchez Ulloa, por la acertada dirección técnica y revisión del presente trabajo.

Al Centro de Estudios del Mar y Acuicultura, en especial al Personal de las instalaciones de la Aldea Monte Rico, Taxisco, Santa Rosa.

A la Dirección Técnica de Pesca y Acuicultura.

A todas las personas que de una u otra manera ayudaron a la realización de este trabajo.

I N D I C E

=====

	<u>PAGINA</u>
RESUMEN	V
INTRODUCCION	VII
OBJETIVOS	1
HIPOTESIS	2
REVISION DE LITERATURA	3
1. INTRODUCCION	3
2. BIOLOGIA	3
2.1. Distribución	3
2.2. Ciclo Biológico	4
2.3. Morfología	6
3. REQUISITOS DEL LUGAR DEL CRIADERO	12
3.1. Agua	12
3.2. Otros requisitos	14
4. INSTALACIONES DEL CRIADERO	14
4.1. Tanques para cría de larvas	15
4.2. Tanques de almacenamiento y depósito para la mezcla de agua	15
4.3. Aire	16
4.4. Agua	17
4.4.1. Suministros	17
4.4.2. Tratamiento	17
4.4.3. Distribución	17
4.4.4. Desague	18
4.5. Bombas	18
5. FUNCIONAMIENTO DEL CRIADOR	19
5.1. Suministro y eclosión de huevos	19
5.2. Ambiente para las larvas	21
5.2.1. Salinidad	21
5.2.2. Temperatura	21
5.2.3. Oxigeno Disuelto	22

	<u>PAGINA</u>
5.2.4. Calidad General del agua	22
5.2.5. Luz	24
5.2.6. Higiene	25
5.3. Alimentación	25
5.4. Ritmo de crecimiento y metamorfosis	27
VI. DESCRIPCION DEL SITIO EXPERIMENTAL	30
1. CONDICIONES DEL LUGAR	30
1.1. Clima	30
1.2. Temperatura	30
1.3. Precipitación	30
1.4. Humedad Relativa	30
2. MATERIALES UTILIZADOS	32
3. VARIABLES A MEDIR	32
3.1. Supervivencia	32
3.2. tiempo en obtener post-larvas	32
4. METODOLOGIA DE MONTAJE DEL ENSAYO	32
5. METODOLOGIA EXPERIMENTAL	40
RESULTADOS-DISCUSION	40
CONCLUSIONES	43
RECOMENDACIONES	44
BIBLIOGRAFIA	45
ANEXOS:	
GRAFICA No. 1	
GRAFICA No. 2	
GRAFICA No. 3	
GRAFICA No. 4	
GRAFICA No. 5	
GRAFICA No. 6	
BOLETA DE MANEJO DE LA ECLOSERIA	
MATERIALES	

INDICE DE FIGURAS

1.	Ciclo vital de un camarón carideo	8
2.	Características distintivas de <u>Macrobrachium</u> spp. y <u>Penaeus</u> spp.	9
3.	Características anatómicas del camarón de agua dulce.	10
4.	Manera de determinar el sexo de los camarones de agua dulce inmaduros	11
5.	Aparato para determinar la densidad de nauplios de <u>Artemia</u> .	

INDICE DE ANEXOS

1. Porcentaje de sobrevivencia de camarón de agua dulce Macrobrachium rosenbergii.
2. Registro de temperatura de los tinacos 1 y 2
3. Registro de temperatura de los tinacos 3 y 4
4. Registro de temperatura de los tinacos 5 y 6
5. Registro de temperatura de los tinacos 7 y 8
6. Registro de temperatura de los tinacos 9 y 10
7. Boleta de manejo de la eclosería.

EVALUACION DE DOS DENSIDADES DE POBLACION EN EL
DESARROLLO LARVAL DE CAMARON DE AGUA DULCE
(Macrobrachium rosenbergii de Man), EN MONTE RICO, TAXISCO, SANTA ROSA

EVALUATE OF TWO DIFERENT STOKING RATE IN THE
LARVAL STAGES OF THE FRESH WATER SHRIMP

R E S U M E N

El objetivo del presente trabajo fue determinar el grado de sobrevivencia del camarón de agua dulce (Macrobrachium rosenbergii), utilizando para el efecto dos densidades de cría en condiciones climáticas de la Aldea Monte Rico, jurisdicción municipal de Taxisco, departamento de Santa Rosa.

Para probar esto, se sustentó la Hipótesis siguiente: Con la crianza de 30 larvas de camarón de agua dulce Macrobrachium rosenbergii, por litro se obtendrá una mayor sobrevivencia que si se crearan 50 de éstas por litro; utilizando la técnica de reproducción en agua clara.

En las instalaciones del Centro de Estudios del Mar y Acuicultura (CEMA), en la Aldea Monte Rico, se llevó a cabo esta investigación, que utilizó como método experimental una prueba de dos medias independientes y la prueba de significación estadística fue "T" de student.

La sobrevivencia y el tiempo en días que toma pasar de los estadios de huevo a post-larva fueron las variables evaluadas. Los resultados indicaron que el lugar en donde se ubicó y construyó la eclostería fue el correcto, ya que se alcanzaron los rangos de temperatura necesarias para la obtención de post-larvas.

Al analizar la información de la variable respuesta, se hizo una prueba a la hipótesis planteada de dos medias independientes, llegando a la conclusión que ésta es verdadera, ya que con la densidad de cría de 30 larvas se obtuvo la mayor sobrevivencia.

I N T R O D U C C I O N

En América Latina ha cobrado gran importancia el cultivo de camarón de agua dulce Macrobrachium rosenbergii, debido a las condiciones ecológicas apropiadas que poseen ciertos países, especialmente los de América Central. Esto hace que se obtengan una rentabilidad atractiva, debido que los costos son más bajos y la producción mayor, que si no existieran éstas. Los camarones ocupan la subclase Malacostraca (con conchas blandas), orden Decápoda (tiene 10 pares de patas), suborden Natantia, hallándose dentro la sección Caridea, la familia palaemonidea, conocida frecuentemente como Camarón de agua dulce, que se puede encontrar en todas partes del mundo. Dentro de éstas los individuos del género Macrobrachium (brazos grandes), son los más importantes desde el punto de vista acuícola. Se han registrado 26 especies de Macrobrachium en América, tales como: M. americanum, M. carcinus, M. amazonica, M. acanthochirus, M. olfersi y otros.

Es importante conocer que el término "Camarón de Agua Dulce", no es totalmente preciso, ya que los estadios larvarios de la mayoría de las especies del género, requieren para su desarrollo de agua salada o parcialmente salada; posteriormente pueden completar su desarrollo en agua dulce, después de su metamorfosis en juveniles.

En cuanto a la reproducción de camarón la técnica de M. rosenbergii, fue introducida en Guatemala por la Misión Técnica China en octubre de 1978, que opera en Amatitlán, existiendo únicamente la Compañía Camarotecnia, S.A. que se dedica a la reproducción y venta de

post-larvas, la cual guarda celosamente el material progenitor y la técnica utilizada en la reproducción de su eclosería. Por esta razón el precio de las post-larvas es bastante elevado, alrededor de veinte quetzales el millar, además de condicionar la venta por cantidades mayores a las cincuenta mil unidades. Existe poca investigación en Guatemala relacionada con las Técnicas de Reproducción en eclosería, por lo que se hace necesario experimentar con técnicas apropiadas al medio en que se trabajará, con el objetivo de proporcionar una oferta de post-larvas a los pequeños y medianos cultivadores, lo cual coadyura al fomento de esta actividad.

En la investigación que se llevó a cabo en las instalaciones del Centro de Estudios del Mar y Acuicultura (CEMA), en la Aldea de Monte Rico, Taxisco, Santa Rosa, se necesitaron 29 días para completar el ciclo de reproducción, es decir, para que alcanzaran el estadio de post-larva. La información obtenida confirmó que sí es factible la reproducción de camarón en la aldea Monte Rico, Taxisco, Santa Rosa, y que la densidad de cría que obtuvo la mayor sobrevivencia fue de 30 larvas por litro. La investigación incluyó la medición diaria de parámetros como Salinidad, Temperatura, P.H., Oxígeno y la clase de comida que se les proporcionaba y se monitoreó una sola vez en toda la duración del experimento de NH_4 , NH_3 , NO_3 , así como la temperatura máxima y mínima.

La metodología utilizada, fue conseguir las progenitoras y ponerlas a eclosionar en diez tinacos con agua dulce, una vez nacidas las larvas, se les elevó la salinidad hasta alcanzar 12 o/oo (doce partes por mil), se reguló la densidad de crías hasta colocar en

cada tinaco la densidad a evaluar, se les dió el mismo tratamiento a los diez tinacos a usar, hasta la obtención de post-larvas.

Debido a que en un ambiente desconocido se comienza a trabajar con técnicas generalmente importadas, se adaptó parte de esta Tecnología y se integró al medio ambiente en que se trabajó hasta alcanzar resultados positivos, no desde las primeras pruebas pero sí en las Subsiguientes.

Debido a la alta rentabilidad de el cultivo de esta especie de camarón cada vez es mayor la demanda de recursos técnicos y Post-larvas en este campo, razón por la cual el presente trabajo de Tesis previo a conferirse, el título de Ingeniero Agrónomo en Sistemas de Producción Agrícola, pretende proporcionar una técnica segura para la obtención de Post-larvas, la cual será de utilidad para estudiantes y catedráticos, técnicos y cultivadores y público en general, que por diferentes causas se interesen en intentar la reproducción de este camarón.

III. O B J E T I V O

Determinar el grado de sobrevivencia del camarón de agua dulce (Macrobrachium rosenbergii), utilizando dos densidades de cría en condiciones de la Aldea Monte Rico, Taxisco, Santa Rosa.

IV. H I P O T E S I S

Con la crianza de 30 larvas por litro de camarón de agua dulce Macrobrachium rosenbergii, se obtendrá una mayor sobrevivencia que - si se crían 50 larvas por litro, al utilizar la técnica de reproducción en agua clara.

V. REVISION DE LITERATURA

1. INTRODUCCION:

Aunque actualmente se cultiva varias especies de camarón de agua dulce, aquí se tratará exclusivamente de la cría de la especie (Macrobrachium rosenbergii), que es originaria del Sur y del Sudeste de Asia; esta ha sido importante en muchas zonas tropicales y subtropicales del mundo, ya que es la especie del género Macrobrachium que más se usa con fines de cría comercial.

En el presente trabajo, cuando se hable de camarón de agua dulce, se alude exclusivamente al Macrobrachium rosenbergii. (8)

2. BIOLOGIA:

Las especies de camarón de agua dulce del género Macrobrachium, están distribuidas por todas las zonas tropicales y subtropicales del mundo. Se sabe que existen más de 100 especies y que una cuarta parte de ellas se encuentran en América.

Estos camarones se encuentran en casi todas las aguas dulces continentales, comprendiendo: Lagos, Ríos, Lagunas y Pantanos, acequias de riego, canales, estanques, así como áreas estuarinas.

Casi todas las especies requieren agua salobre en las fases iniciales de su ciclo de vida por lo que se encuentran en aguas que están conectadas directa o indirectamente en la etapa adulta. Algunas especies prefieren ríos de agua transparente, mientras que otras, entre ellas M. rosenbergii, se encuentran en aguas muy turbias. El tamaño y el crecimiento máximo son muy distintos, según su especie, probablemente las especies más conocidas son: M. rosenbergii, M. americanun y M. carcinus, M. americanum las cuales se encuentran en las cuencas fluviales occidentales de las Américas y M. carcinus en las del Atlántico. (8)

Muchas especies de Macrobrachium han sido transportadas desde sus lugares de origen a otras partes del mundo, inicialmente con fines de investigación. M. rosenbergii es la especie que más se emplea en la cría comercial, por lo tanto, es la que ha llegado a más países incluyendo al nuestro. A raíz de su introducción en Hawaii en 1965-66, procedente de Malasia, donde la labor original de el científico Ling (1969), permitió a Fujimura y Okamoto (1972) idear un método para la producción en masa de fases post-larvales, se ha introducido en casi todos los continentes con fines de reproducción y actualmente se cultiva en cantidades considerables en muchos países como: Hawaii, Honduras, Mauricio, Taiwan y Tailandia , además se han instalado criaderos en muchos otros, como: Costa Rica, Indonesia, Israel, Malasia, México, Filipinas y Zimbabwe y recientemente también en Guatemala. (8)

2.2. CICLO BIOLÓGICO:

En el cultivo de camarón de agua dulce, los términos camarón y langostino son sinónimos. El uso de uno u otro depende del país de que se trate.

En el proceso de crecimiento, los camarones de agua dulce se auto desprenden periódicamente de su exoesqueleto o caparazón, proceso que se denomina muda y va acompañada de un aumento repentino del tamaño y de peso. El ciclo del camarón de agua dulce comprende cuatro fases distintas: huevo, larva, post-larva y adulto. El tiempo que cada especie de Macrobrachium pasa en las diferentes fases de su ciclo, el ritmo de crecimiento y el tamaño máximo varían según las especies y las condiciones ambientales. El ciclo vital de M. rosenbergii, puede resumirse como sigue:

Durante la copula de los adultos, el semen, en forma de masa gelatinosa, queda adherido a la parte inferior de la región torácica de la hembra (entre las patas ambulatorias). Sólo puede haber copula fructífera entre machos de caparazón dura y hembras que hayan completado la muda previa a la copula y tengan la caparazón aun blanda.

En condiciones naturales M. rosenbergii, copula du-

rante todo el año, aunque a veces se registran puntas máximas de actividad en determinadas condiciones ambientales. A las pocas horas de la cópula la hembra pone los huevos, que son fertilizados, al salir, por el semen adherido a su cuerpo y pasan luego a una -- cámara de incubación situada en la parte inferior de la región abdominal de la hembra, donde una membrana delgada los mantiene en la posición adecuada y están aireados, gracias a los vigorosos movimientos de los apéndices abdominales. El tiempo durante el cual la hembra lleva consigo los huevos varía, pero normalmente nunca excede de tres semanas. El número de huevos de la puesta depende, entre otras cosas, del tamaño de la hembra. Las de M. rosenbergii, cuando están en plena madurez, ponen de 80,000 a 100,000 huevos por puesta, pero en sus primeras puestas, durante el primer año de vida, con frecuencia no pasan de 5,000 a 20,000. En Laboratorios -- con reproductores de ambos sexos, se ha observado que el tiempo de incubación de los huevos a 28°C., es de 20 días (variación: --- 18-23 días) y con frecuencia se ha hallado que los ovarios maduran de nuevo, cuando las hembras están todavía ovadas y que las mudas previas a la cópula se suceden a distancia de sólo 23 días (es -- decir, en algunas ocasiones las hembras incuban dos lotes de huevos en el plazo de un mes. Es poco probable que eso ocurra en condiciones naturales, pero demuestra la posible fecundidad de este crustáceo). (8)

Normalmente la progenie eclosiona en cuestión de uno o dos -- noches y las larvas son dispersadas por los movimientos rápidos -- de los apéndices abdominales de la madre. Estas larvas son planctónicas y nadan activamente con la cola por delante y el vientre hacia arriba; necesitan agua salobre para sobrevivir. Las que nacen en agua dulce mueren, a menos que lleguen a la salobre en cuestión de pocos días. durante la vida larval, que dura algunas semanas, existen varias fases discernibles al microscopio.

Al completar la vida larval, el camarón de agua dulce se transforma en post-larva y a partir de ese momento, parece un adulto --

en miniatura, deja de nadar casi por completo y anda por el fondo. Cuando nadan, lo hacen normalmente con el dorso hacia arriba y moviéndose hacia adelante. Pueden también evadirse rápidamente, contrayendo los músculos abdominales, las post-larvas toleran bien distintas salinidades, lo que es característico del camarón de agua dulce. En los criaderos, las post-larvas de metamorfosis reciente pueden pasarse rápidamente del agua salobre a la dulce. Las post-larvas comienzan a emigrar aguas arriba una o dos semanas después de la metamorfosis y pronto avanzan rápidamente contra las corrientes fuertes, se arrastran por encima de las piedras en las orillas de los ríos y en los rápidos. Pueden trepar por superficies verticales y atravesar terrenos, con tal de que haya humedad abundante. Además de los alimentos que consumían como larvas, ahora comen también trozos mayores de materias orgánicas animales y vegetales.

Estos camarones son omnívoros y su alimentación llega a comprender insectos acuáticos y sus larvas, algas, nueces, granos, semillas, frutas, moluscos y crustáceos pequeños, carne y vísceras de pescado y de otros animales. Pueden incluso ser caníbales. (8)

2.3. MORFOLOGIA:

Las observaciones siguientes sobre la anatomía externa del camarón de agua dulce M. rosenbergii, proceden del trabajo de Ling (1969), excepto cuando se indica lo contrario.

Los huevos son ligeramente elípticos, con el eje mayor de 0.6 a 0.7 mm. y presentan un color naranja brillante hasta dos o tres días antes de la eclosión, cuando se vuelven casi grises-negros.

Las larvas pasan por ocho (Ling 1969) a once (Uno y Soo, 1969) fases bien definidas antes de la metamorfosis, cada una con características distintas. En la primera fase, la larva tiene menos de 2 mm. de talla (del extremo del rostro a la punta del telson), -- mientras que en la fase once excede los 7 mm. (Uno y Soo, 1969).

La post-larva, inmediatamente después de la metamorfosis tiene también unos 7 mm. de longitud y se caracteriza porque anda y nada de manera análoga a los adultos. En general es translúcida, con una parte de color naranja - rosado claro en la cabeza.

Normalmente, los juveniles de más edad y los adultos de M. rosenbergii, son azules, en ocasiones pardos, (no se ponen rojos hasta que se cuecen). El segundo de los cinco pares de patas ambulatorias es mucho mayor que los otros, finaliza con una pinza - más pronunciada. Ambas patas son de la misma longitud (a diferencia de algunas otras especies de Macrobrachium).

Los machos adultos son mucho mayores que las hembras y el segundo par de patas ambulatorias es mucho mayor y más grueso; el abdomen es más estrecho que el de la hembra y el cefalotórax proporcionalmente mayor. Los poros genitales del macho están entre las bases del quinto par de patas ambulatorias. En la figura No. 4 se muestra otra técnica para determinar el sexo de los juveniles.

La cabeza y el segundo par de patas ambulatorias de las hembras adultas son mucho más pequeñas que las del macho adulto. Los poros genitales están en la base del tercer par de patas ambulatorias, los pleuritos forman una cámara amplia, en la que la hembra lleva los huevos desde la puesta hasta la eclosión. Una hembra - madura u ovígera se distingue fácilmente por los ovarios, grandes masas de color naranja que ocupan gran parte de los espacios dorsal y lateral del cefalotórax.

Vale la pena mencionar que a mucha gente le resulta difícil distinguir entre los camarones Macrobrachium y los peneidos 1/ (marinos) una vez que se les ha quitado la cabeza. Si la cola retiene el exoesqueleto, hay dos maneras sencillas de distinguirlos (Fincham y Wickins, 1976) Macrobrachium spp. tiene la superficie dorsal del abdomen redondeada y lisa, mientras que los peneidos tienen una cresta sencilla o compleja en el ápice dorsal del abdomen.

1/ Muchas de las especies mayores de camarones que entran en el comercio internacional pertenecen a este grupo, comprendidos los café, rosados y blancos de la costa del Golfo de los Estados Unidos, los Kuruma del Japón, los Sugpo de Filipinas y los camarones banana de Australia.

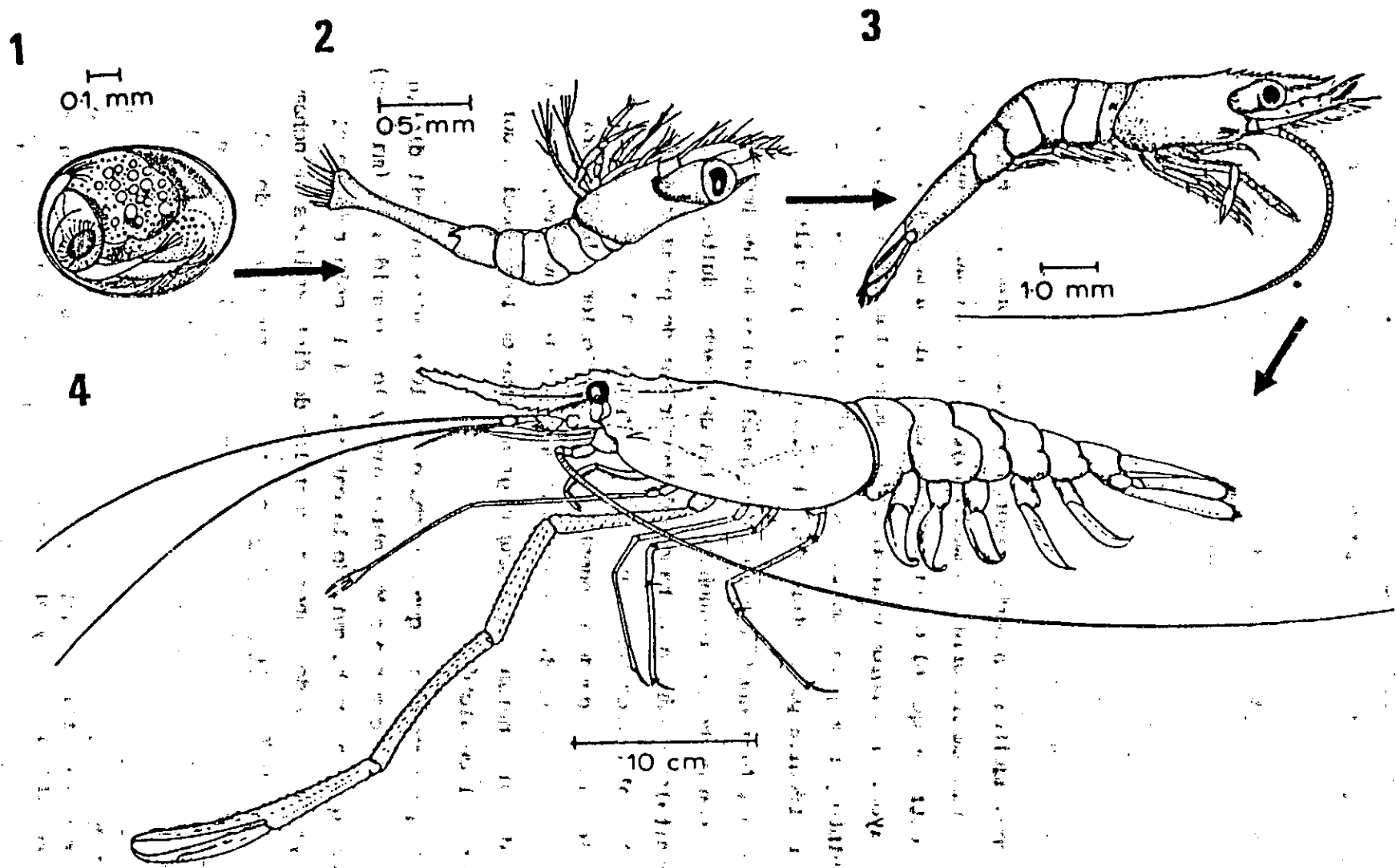
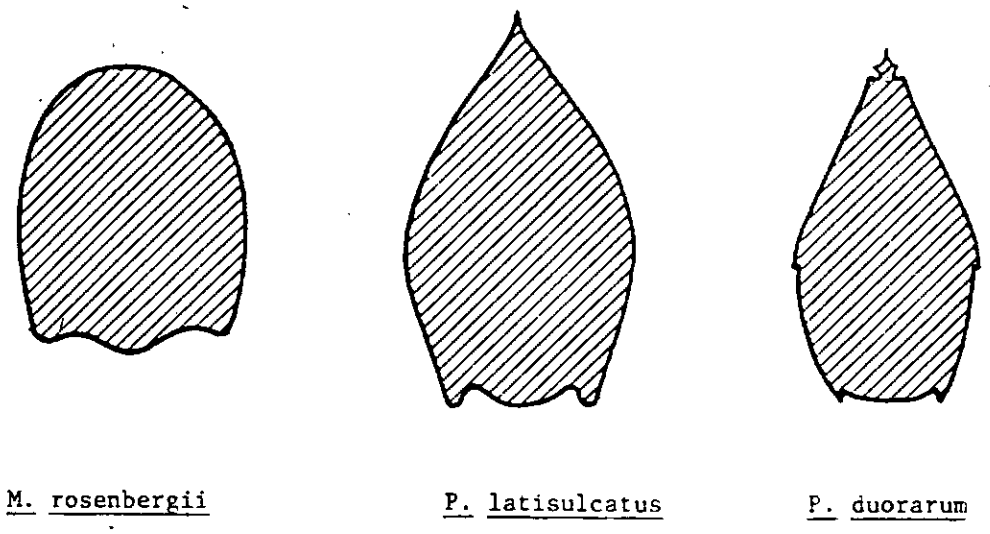


Figura 1

(d) Ciclo vital de un camrón carideo: 1. huevos; 2. larva; 3. postlarva; 4. adulto (Forster y Wickins, 1972)

(i) Secciones transversales del sexto segmento abdominal^{2/}

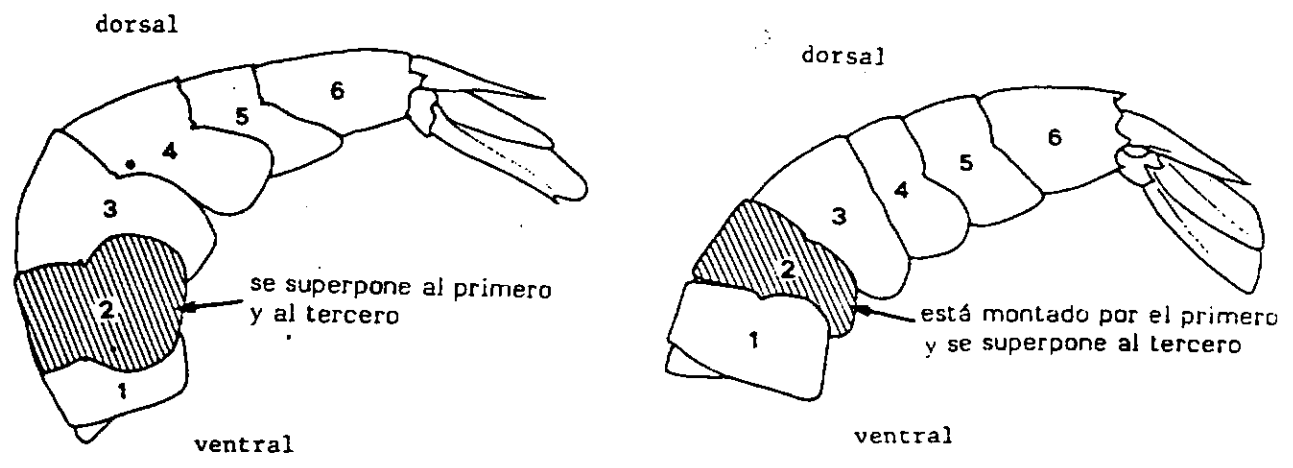


M. rosenbergii

P. latisulcatus

P. duorarum

(ii) Vista lateral del abdomen (sin cabeza; no aparecen los pleópodos), que muestra las diferencias en la superposición de los pleuritos



Caridea (incluye Macrobrachium spp.)

Penaeidea (incluye Penaeus spp.)

Figura 2 (Continuación). (e) Características distintivas de Macrobrachium^{1/} spp. y Penaeus spp. (Fincham y Wickins, 1976)

^{1/} Los caracteres de Macrobrachium aquí representados se encuentran también en los demás Caridea, algunos de los cuales son marinos (por ejemplo, Pandalus, Crangon, Palaemon).

^{2/} Último segmento antes del telson.

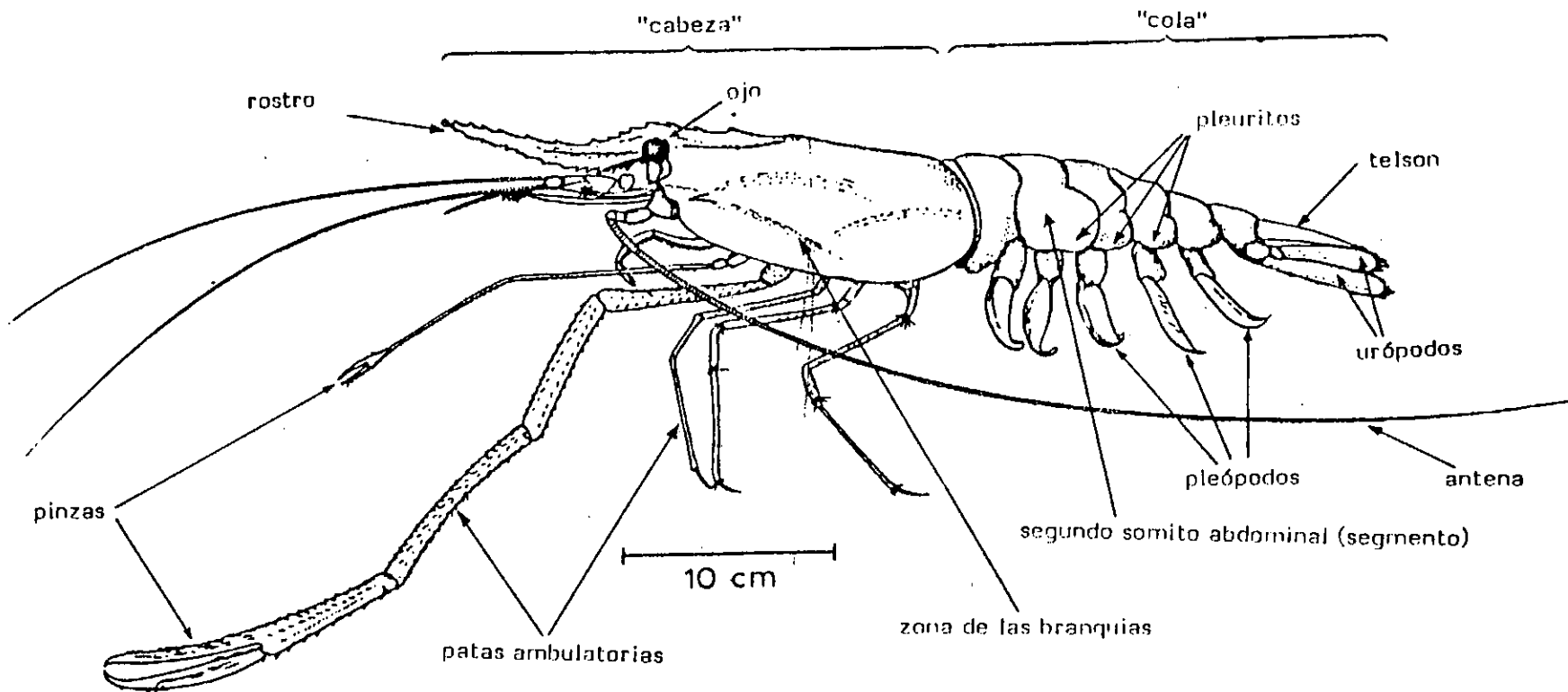
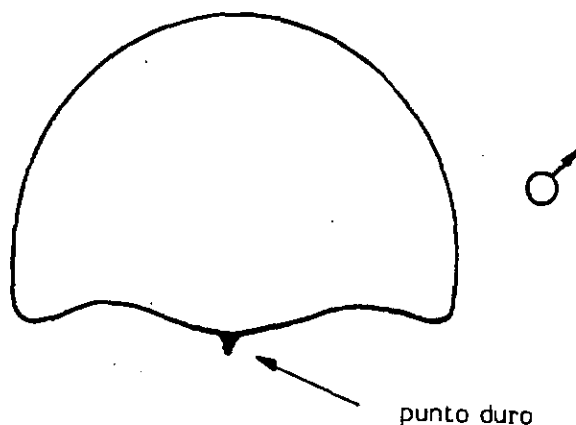


Figura 3 (Continuación).

(f) Características anatómicas del camarón de agua dulce. Dibujo basado en Forster y Wickins (1972).

(i) Sección transversal del primer somito abdominal de un camarón M. rosenbergii macho



(ii) Lado ventral del primer somito abdominal (sin pleópodos)

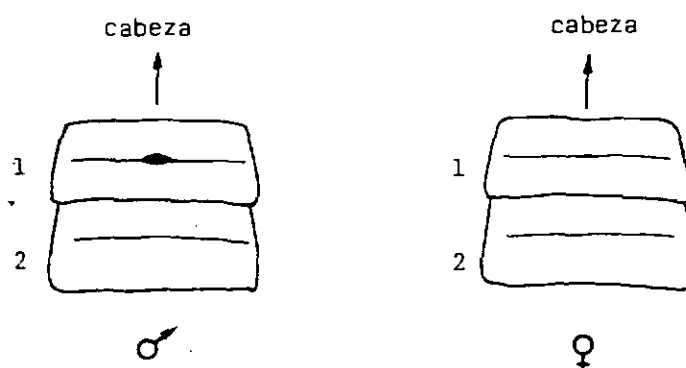


Figura 4 (Continuación). (g) Manera de determinar el sexo de los camarones de agua dulce inmaduros.

Exáminese la parte central del primer somito (segmento) del abdomen. Los machos tienen en el centro una excrescencia o punto duro que se nota al tacto con los dedos.

Además el segundo pleurito del abdomen (o cola) de Macrobrachium (como en todos los camarones carideos, comprendidos Crangon spp., Pandalus spp. y Palaemon spp.) se sobreponen al primer y tercer pleuritos, mientras que en los peneidos el segundo pleurito sólo se sobrepone al tercero y a su vez, está montado por el primero - (figura No. 2). (8)

3. REQUISITOS DEL LUGAR DEL CRIADERO:

3.1. AGUA:

Generalmente, los establecimientos de cría de larvas de camarón - de agua dulce se instalan a orillas del mar, aunque existen otras posibilidades. Hay que disponer también de agua dulce en abundancia. Desde el punto de vista del abastecimiento de agua, que es de importancia técnica capital, el lugar ideal es aquel en el -- que perforando pozos a distintas profundidades, se puede obtener del subsuelo agua dulce y de mar.

varios criaderos conocidos, obtienen agua de mar de pozos perforados en el coral, natural subyacente, lo que parece dar un abastecimiento no contaminado. Si no se dispone de un lugar así, deberá buscarse uno que tenga acceso directo a una playa de arena de partículas de diversos tamaños. En este caso, puede emplearse un pozo de playa; idealmente el agua dulce para el criadero debe de obtenerse del subsuelo, la salinidad del agua de los estuarios varía a diario y estacionalmente.

Si se emplea agua dulce o de mar de origen superficial, es necesario filtrarla, cosa que normalmente se hace haciéndola pasar a través de una capa de arena y grava. Debido a los mayores peligros y problemas potenciales; lo mínimo que se deberá hacer al evaluar el lugar es estudiar la cuenca hidrográfica y analizar el agua, especialmente para ver si contiene plaguicidas.

El pH del agua dulce y de mar empleadas en el criadero deberá estar comprendido entre 7.0 y 8.5 y la temperatura lo más -- cercana posible a la gama óptima de 28-31°C, no deberá con- tener ácido sulfhídrico. Si se emplea agua del grifo, se de- berá suprimir el cloro por aireación. Se señalan los efectos subletales del nítrito en concentraciones de sólo 1.9 ppm -- (NO₂-N) para larvas de M. rosenbergii. Provisionalmente, se propone que el agua que entre al criadero no tenga concentra- ciones de Nítritos y nítratos superiores a 0.1 ppm (NO₂-N) y 20 ppm (NO₃-N). (8)

La variación diurna o estacional del agua de mar deberá ser la menor posible. Aparte de algunos indicios de que se obtienen mejores resultados empleando agua dulce de dureza inferior a - 100 ppm de CaCO₃, no se sabe mucho de las características que debe tener el agua "ideal".

La cantidad de agua dulce y de mar necesaria para un criadero de camarón de agua dulce depende de la escala de las operaciones y de la salinidad del agua de mar, que determinan las proporciones de ésta y de agua dulce que son necesarias para producir agua sa- lobre al 12^o/oo para la cría de larvas. El consumo medio de agua al 12^o/oo de un tanque de 10 m³, por ejemplo: Es por término de 4-6 m³ (4,000 - 6,000 litros) diarios. Las bombas deben tener - suficiente capacidad para llenar el tanque de agua salobre en me- nos de una hora, para que el cambio de agua diario sea lo más rápido posible. Expresado de otra manera 1/, por cada 100,000 post-larvas producidas sin problemas se consumen hasta 180 m³, de agua salobre - al 12^o/oo. Además, hay que dejar margen suficiente para abastecer los tanques de almacenamiento de post-larvas.

1/ Se supone una producción de 100,000 post-larvas por tanque de 10 m³, en un período de 30 días. La producción real debería ser superior, ya que de esta manera el consumo de agua por post- larva resultará menor.

3.2. OTROS REQUISITOS:

Una buena estructura del criadero deberá reunir además las siguientes características:

- a) Suministro seguro de electricidad, que no esté expuesto a interrupciones largas; es esencial tener en el lugar un generador auxiliar si la magnitud de la inversión lo justifica;
- b) Buena carretera de acceso, transitable todo el año para la recepción de materiales y la entrega de post-larvas;
- c) Distancia no superior a 16 horas de viaje por tierra a la Granja camaronera más lejana que haya de abastecerse;
- d) Acceso a asistencia biológica profesional del Gobierno u otras fuentes;
- e) Terreno de dimensiones apropiadas para el criadero, con un buen abastecimiento de agua dulce y de mar. Un factor económico importante es el costo de bombear el agua, si el lugar está muy por encima del nivel del mar;
- f) Clima en el que el agua se mantenga a la temperatura óptima de 28-30 Grados C. sin manipulaciones costosas del ambiente;
- g) Acceso a suministros de alimentos para larvas;
- h) Será preciso además disponer del personal técnico y administrativo bien preparado.

4. INSTALACIONES DEL CRIADERO

El diseño del criadero dependerá de la producción deseada, las características del lugar (topografía, clima, etc.), los materiales de construcción que se puedan obtener en el lugar y el dinero de que se disponga. (8)

4.1. TANQUES PARA CRIA DE LARVAS:

Los tanques de cría de larvas constituyen el centro del criadero. Existen muchas clases de tanques para larvas de camarón de agua dulce: circulares de fondo plano (hechos de material plástico o con tubos de largo diámetro), circulares con fondo cónico, tanques de madera revestida de plástico e incluso vasijas de loza; los más prácticos son los rectangulares, los circulares pequeños son también buenos, pero si se amplían las operaciones, es preciso disponer de tanques de gran diámetro o multiplicar considerablemente el número de tanques pequeños. Los tanques de plástico rígido, fibra de vidrio o madera revestida de plástico son convenientes usarlos, únicamente si son más baratos.

Cualesquiera que sean los materiales a emplear, es esencial "curar" los tanques nuevos llenándolos varias veces de agua salobre durante algunas semanas, para eliminar las materias tóxicas solubles. Lo mismo ha de hacerse con los tanques revestidos de resina epoxica. (8)

Los tanques de larva pueden estar al aire libre, pero debe dárseles sombra (ramas de palmeras o varas de caña, por ejemplo), cuando exista la posibilidad de que aumente demasiado la temperatura. Otra posibilidad, en lugares donde la temperatura del aire es baja durante todo el año o parte de él, o sea albergarlos en una estructura tipo - invernadero, para que el agua alcance la temperatura óptima. Si están bajo techo, hay que tener cuidado de que les llegue algo de luz solar. (8)

4.2. TANQUES DE ALMACENAMIENTO Y DEPOSITOS PARA LA MEZCLA DE AGUA:

El criadero necesita tanque para almacenar las larvas antes de su distribución y depósitos para mezclar el agua salobre, como en el caso de los tanques de larvas, el método de construcción, las dimensiones y las formas variarán según el lugar y la escala de las operaciones.

De ser posible, los tanques empleados para mezclar el agua salobre o para almacenar la dulce y la del mar deben estar en posición elevada para que la mezcla de agua al 12^o/∞ pueda distribuirse a los estanques de larva por gravedad. En el criadero, los depósitos -- para el almacenamiento y mezcla del agua deben tener una capacidad total 4 veces superior a la de los tanques de cría de larvas. (8)

4.3. AIRE:

Para suministrar aire al criadero es mejor una soplante sin aceite que un compresor, porque produce mucho aire a baja presión y sin contaminar, justo lo que se necesita.

Todos los tanques de cría y almacenamiento de post-larvas, los depósitos en el que se mezcle el agua y los recipientes para la eclosión de nauplios de artemia deberán tener un suministro de aire adecuado, es importante asegurarse de que la entrada de aire a un tanque no -- resulte perjudicado por el número de tanques en funcionamiento o al abrir las válvulas a un tanque adyacente, esto puede lograrse con un sistema de distribución principal de gran diámetro (5 o 7, 5cms) del que partan tubos de toma más pequeños (1,2-2,5 cms) para cada tanque, la soplante deberá ser del tamaño necesario para atender la demanda máxima; cuando la demanda sea menos, el exceso de aire deberá evacuarse con una válvula instalada en el sistema de distribución -- principal que pueda usarse según las necesidades diarias. El sistema de aireación es un elemento vital del criadero.

En todo momento hay que disponer de un compresor y un motor de repuesto en buenas condiciones. Es una buena norma la rotación cada doce horas de las soplantes y también la comprobación diaria que funcionen normalmente. Es preferible que la soplante de repuesto esté siempre conectada al sistema, para hacerla entrar en funcionamiento inmediatamente si se avería la otra.

4.4. AGUA:

4.4.1. SUMINISTRO:

De las características deseables del agua dulce y de mar se ha --
tratado en la sección 3.1.

4.4.2. TRATAMIENTO:

Para el agua superficial o procedente de pozos poco profundos se
propone el siguiente tratamiento:

- a) Agua de mar 1/: Bombéese a un depósito aireado de almacenamien-
to, déjese precipitar durante seis días para que el precipitado
se sedimente un día sin aireación, pásese el líquido sobrena-
dante a un depósito de mezcla.
- b) Agua dulce 1/: Bombéese a un depósito aireado de almacenamien-
to, déjese que el precipitado se sedimente sin aireación durante
un día; bombéese el líquido sobrenadante al depósito de mezcla.
- c) Agua salobre: Mézclese el agua de mar y el agua dulce tratadas
hasta obtener una salinidad de 12^o/oo, almacénese esa mezcla -
(de ser necesario), en un depósito aireado constantemente y --
pásese a los tanques de larvas según haga falta, previa compro-
bación de la salinidad y la temperatura.

4.4.3. DISTRIBUCION:

Los sistemas de distribución del agua varían mucho de un criadero a
otro. Un sistema fijo de bombeo y distribución es preferible al --
empleo de bombas sumergibles, como se ha mencionado antes, la gra-
vedad puede substituir a las bombas, en la distribución de agua a

1/ Si el agua no está filtrada y está turbia, puede ser necesario
dejar que los sólidos se sedimenten en un depósito de decanta-
ción antes de bombear el líquido sobrenadante a otro para su -
tratamiento.

los tanques de larvas si los depósitos en que se mezcla el agua están elevados. El sistema no tiene porque ser complicado.

En la medida de lo posible, las bombas deben ser de las mismas dimensiones, para reducir el número necesario de las de repuesto a usar; la bomba averiada debe cambiarse rápida y sencillamente, ya que siempre se deberá disponer de las suficientes piezas de repuesto en buen estado, no es necesario usar más de un tubo y una válvula para cada tanque de larva. Las tomas de agua deberán estar instaladas de tal forma que se puedan conectar del tanque para descargar el agua directamente en el desagüe antes de -- iniciar el suministro, de esa manera se evita la posibilidad de que entre en el tanque de cría agua estancada, o agua que se haya calentado en los tubos.

4.4.4. DESAGÜE:

Se deberá tener cuidado en que el agua que se descargue del criadero después de usada, no contamine las tomas de agua dulce y de mar. Esto es de especial importancia cuando se emplea tomas de agua de superficie.

4.5. BOMBAS:

El tamaño de las bombas depende también de las dimensiones y el diseño del criadero, su tamaño deberá permitir llenar el tanque a la velocidad máxima requerida y no a la velocidad media; no hay nada tan molesto como un tanque que se llene lentamente por ser insuficiente la capacidad de la bomba.

El cobre y el Zinc son tóxicos para el camarón de agua dulce, pero el empleo de bombas que contengan aleaciones de ambos metales (que con frecuencia se eligen, particularmente para el bombeo de agua de mar, por su resistencia a la corrosión), no plantea problemas cuando el agua pasa por ellas solo una vez. En las bombas sumer-

gidas o que formen parte de sistemas de recirculación y sus -- piezas que estén en contacto con el agua deberán ser de material inerte (por ejemplo, plástico).

5. FUNCIONAMIENTO DEL CRIADERO:

5.1. SUMINISTRO Y ECLOSION DE HUEVOS:

Los huevos del camarón de agua dulce los lleva la hembra adulta en la parte inferior del abdomen. Cuando está cargada de huevos, se dice que la hembra está ovada.

Las hembras ovadas pueden obtenerse en estanques o a partir de reproductores que se mantienen y aparean en acuarios.

Lo normal una vez que se ha establecido el cultivo de camarón de agua dulce, es que el criadero obtenga hembras ovadas de los -- estanques de las granjas camaroneras, de donde pueden pescarse con atarrayas o seleccionándolas cuando se procede a la cosecha total o parcial de los camarones.

En condiciones naturales la actividad reproductora registra máximos estacionales, relacionados normalmente con el comienzo de -- la estación de las lluvias, aunque en un estanque que contenga -- adultos siempre habrá hembras ovadas. Si la granja tiene sus propios estanques de producción, dispone de un estanque específicamente para reproductores o está en buenas relaciones con los propietarios de estanques de producción, no habrá dificultad para obtener hembras ovadas, siempre que hagan falta; individualmente tienen poco valor, dado que después de la eclosión no habrá problema porque se venden como los demás camarones, por lo tanto, no hay necesidad de economizar en el número de hembras ovadas utilizadas en el criadero.

Las hembras ovadas destinadas a la producción habrán de seleccionarse con cuidado, eligiendo las hembras sanas y activas, bien pigmentadas y con una gran masa de huevos. Lo normal es que las hembras

más grandes tengan más huevos; el número de hembras para dar los huevos necesarios para un tanque de larvas depende del volumen de éste y del número de huevos que lleve cada hembra.

No es necesario, sin embargo, determinar exactamente el número de huevos que se introducen en un tanque de larvas si se emplean hembras ovadas en exceso. En general se supone que se obtienen unas 1,000 larvas por cada gramo de peso de una hembra ovada, las que tienen de 10 a 12 cms. (del rostro al telson) -- llevan de 10,000 a 30,000 huevos. Como muchos huevos se pierden por daños físicos e ingestión por los adultos durante el transporte de las hembras y otros huevos no eclosionan, se recomienda emplear tres hembras ovadas de la talla indicada por cada metro cúbico de agua del tanque de larvas, esto resulta, después de la eclosión en una tasa real de siembra de larvas de 30 a 50 por litro; como se expondrá más adelante, el factor más importante es el número de post-larvas producido por tanque y no el número de larvas sembradas. cuando abundan las hembras ovadas, como suele suceder normalmente, no importa si en el tanque de larvas hay un exceso inicial de ellas; no es estrictamente necesario -- tratar de estimar el número de larvas sembradas.

Cuando las dimensiones del tanque de larvas hagan necesario usar más de una hembra ovada, es esencial que todas ellas estén en el mismo grado de madurez. Selecciónense animales con huevos grises o negros, no anaranjados porque de esa manera la eclosión se producirá en 2-3 días y el tanque contendrá larvas de la misma edad (con un margen de uno o tres días), con lo que se reducirá el canibalismo y se facilitará la alimentación. (8)

Si el criadero, está cerca de los estanques de los que se obtienen las hembras, el transporte puede efectuarse con baldes ya que las hembras ovadas que se envíen a mayores distancias se transportarán de la misma manera que los camarones juveniles. Empleando - bolsas pequeñas que contengan un solo animal y transportándolas de manera que estén en la obscuridad, se reducirán las pérdidas de -

huevos; en la captura, manipulación y transporte de hembras ovadas, es necesario proceder con delicadeza, para reducir al mínimo las pérdidas y daños a los huevos.

La eclosión de los huevos es mejor en agua salobre que en dulce, en algunos criaderos se deja que los huevos eclosionen en agua dulce por ser más sencillo y se aumenta después la salinidad; en otros se pone a las hembras al 5^o/oo. Las hembras ovadas resisten el paso inmediato a salinidades superiores y pueden ponerse directamente, después de desinfectarlas en el tanque de larvas -- con agua de la salinidad necesaria para la cría de éstas (12^o/oo).

La eclosión, que ocurre principalmente de noche, se manifiesta -- por la presencia de larvas en el tanque y la ausencia de huevos -- en la parte inferior del abdomen de las hembras. Las larvas, en todas sus fases, se observan mejor con ayuda de un tablero blanco una vez que los huevos han eclosionado, se sacan las hembras desovadas con un salabre de malla grande.

5.2. AMBIENTE PARA LAS LARVAS:

5.2.1. Salinidad:

Aunque en algunos criaderos se reduce la salinidad al crecer las -- larvas, no se ha demostrado que ello tenga ventajas. Se recomienda que se mantenga la salinidad de 12^o/oo hasta la metamorfosis, no es esencial la exactitud absoluta y basta una gama de $\pm 2^{\circ}$ /oo. Aunque no es perjudicial una pequeña variación de la salinidad, hay que -- evitar las variaciones repentinas que pueden ocurrir si al cambiar el agua, por error del operador, se emplea agua de mar sin diluir o dulce en vez de salobre. La manera más sencilla de comprobar la salinidad es con un refractómetro de mano.

5.2.2. TEMPERATURA:

Dentro de una determinada gama de temperaturas, las larvas crecen más rápidamente y mudan antes cuanto mayor es la temperatura, la óptima está entre 26^o y 31^oC, a menos de 24-26^oC las larvas no crecen bien y tardan más en llegar a la metamorfosis, lo que influye enormemente

en la economía del criadero. Análogamente, las temperaturas por encima de 33°C son letales, aunque la experiencia individual tiende a variar sobre este punto. La variación gradual de la temperatura dentro de la gama óptima, como entre el día y la noche, -- entre el claro y el nublado, es aceptable, pero debe tratarse de reducirla al mínimo. Hay que evitar cambios repentinos de la temperatura del agua, aunque sólo sean de 1°C, porque causan stress y mortalidad, por lo que es esencial tener agua suficiente al 120/00 y en las mismas condiciones ambientales que las del tanque de larvas, para cambiarla cuando haga falta; si el nivel del agua en el tanque de larvas es muy bajo (cosa que ocurre cuando el productor trata de economizar agua), se puede alcanzar temperaturas excesivamente altas si el tanque no está a la sombra. (8)

5.2.3. OXIGENO DISUELTO:

El oxígeno del agua donde se crían larvas deberá mantenerse lo más próximo posible a la saturación. El sistema de aireación sólo debe pararse por breves momentos (por ejemplo para observar las larvas). Inmediatamente después de toda operación que obligue a interrumpir la circulación del aire es esencial comprobar que el aire circule de nuevo; los errores de los operadores a este respecto son una de las principales causas de muerte de larvas.

5.2.4. CALIDAD GENERAL DEL AGUA:

La calidad química del agua utilizada para la cría de larvas sufre muchos cambios invisibles, debido principalmente a los residuos -- metabólicos producidos por las propias larvas (y los nauplios de Artemia salina) y a la degradación de los alimentos no consumidos. Algunos de esos cambios pueden ser muy perjudiciales para las -- larvas, como el aumento del contenido de amoníaco no ionizado que se presenta especialmente con pH alto y de nitritos.

Hay procedimientos, como la recirculación/filtración, que permiten reducir el consumo de agua y mantener agua de buena calidad para las larvas. Algunos partidarios de la técnica del "agua verde"

para la cría de larvas afirman que tienen un efecto benéfico en ellas, pero éstas son técnicas complicadas y no siempre convenientes. En un criadero sencillo, nada es mejor que el cambio frecuente del agua y eso es lo que hace tan importante escoger un lugar con un buen suministro de agua de mar y dulce de buena calidad; - el sistema de cría descrito se basa en la técnica del "agua clara", para mantener agua de buena calidad para las larvas se recomiendan los procedimientos siguientes:

- a) No sobrealimentar
- b) Limpiar los lados del tanque cada dos días con una rasqueta
- c) Cerrar la llave del aire para que las partículas se sedimenten y extraer con un sifón los residuos de los alimentos y heces depositados en el fondo del tanque, esto habrá de hacerse a diario, inmediatamente antes de dar de comer a las larvas; el tiempo empleado en ello deberá reducirse al mínimo, para volver a abrir el aire lo antes posible y esta operación debe formar parte del intercambio diario de agua. Con el sifón se extraen las larvas muertas y el operador tiene una buena oportunidad de observar en qué estado se hallan las larvas; las larvas vivas que están en el fondo tienden a salir por el tubo del sifón.
- d) Cambiar a diario el 50% del agua, esta operación debe comenzar a los 3-4 días de la eclosión y proseguir durante todo el ciclo larval, la cantidad cambiada a más del 50% puede aumentarse hacia el final del ciclo de cría, cuando la biomasa y especialmente la alimentación llegan al máximo. Para cambiar el agua se empieza por reducir su nivel de 70 cm. a cerca de 35 cm. con el sifón y el desagüe y se añade luego, hasta el nivel original (70cm), agua al 12^o/100 ya mezclada y aireada y a la misma temperatura, esta operación habrá de hacerse antes de dar de comer a las larvas, para no perder alimento.

e) No vacilar nunca en cambiar el agua de las larvas (además del cambio diario del 50%), cuando se sospeche que su calidad -- no es buena. Si la calidad es visiblemente mala (debido, - por ejemplo a sobre alimentación excesiva), huele mal, los - animales parecen estar en mal estado 2/ o la concentración de oxígeno disuelto es baja, el agua debe cambiarse por completo inmediatamente, para ello se abre el desague hasta que sólo quedan 10 cm. de agua, se lava el tanque con agua nueva durante 10-15 minutos manteniendo el nivel y se llena otra vez hasta 70 cm.

El agua empleada para lavar y rellenar el tanque debe haber - sido aireada previamente, tener una salinidad del 12^o/oo y -- estar a la misma temperatura que el agua extraída; el sistema de aireación del tanque debe mantenerse en funcionamiento durante toda la operación.

f) Algunos criaderos tratan periódicamente el agua de las larvas con antibióticos, como medida profiláctica, pero no es recomendable ese sistema con las densidades de larvas de que aquí se trata.

5.2.5. LUZ:

La exposición directa a la luz del sol parece perjudicar a las larvas, especialmente en el sistema de cría en "agua clara", por otro lado, es esencial que en el tanque de larvas haya luz, la cual debe ser solar o tener el mismo espectro. Por lo tanto, se recomienda que se cubra el 90% de la superficie del tanque, para lo cual - puede usarse cualquier material local barato, con tal de que no se desintegre con la exposición a la luz del sol, a vientos fuertes o a lluvias intensas.

2/ Las larvas en mal estado son lentas, poco activas, no son bastante fuertes para nadar contra las burbujas de aire, no responden al - alimento, sólo están en los bordes del tanque y en ocasiones saltan fuera del agua. Las larvas que no se alimentan se destacan - por la falta del color pardo normal, que se debe también al consumo de nauplios de Artemia salina.

5.2.6. HIGIENE:

En algunos criaderos se considera que es una excelente norma higiénica esterilizar todo el equipo en una solución de permanganato potásico a pH 3 entre cada ciclo larval.

Entre los ciclos de cría, los tanques deberán desinfectarse ya que si no se hace generalmente resultan en invasiones del sistema con organismos como Zoothamnium, Epistylis, hidroides, etc., que son perjudiciales para las larvas. La desinfestación no erradica estos organismos, pero regula eficazmente su proliferación; la desinfección puede efectuarse de diversas maneras:

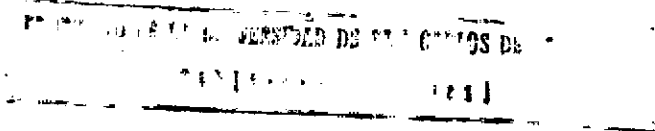
- a) Raspar el tanque, tratarlo con 1,5 ppm de cloro por un día, aclarar, dejar secar al sol durante un día y aclarar de nuevo.
- b) Raspar el tanque, rociarlo con solución de formalina de 250 ppm, exponerlo a la luz del sol durante un día, aclarar y volver a usar.

5.3. ALIMENTACION:

En los criaderos se emplean muchas clases diversas de alimentos, incluyendo nauplios de Artemia salina, Moina spp., huevos de peces, carne de calamar, Artemia adulta congelada y en escamas, carne de pescado, flan de huevo, lombrices y piensos compuestos.

Se emplean dos alimentos: Nauplios de A. salina (NAS) y un pienso preparado (PP). Los nauplios de Artemia salina, un pequeño crustáceo, se hacen eclosionar a partir de quistes que se pueden comprar en latas.

La mayor parte de las larvas de camarón de agua dulce no comen nada el primer día (día en que eclosionan) sin embargo, algunas lo hacen por lo que es buena costumbre darles un poco de nauplios ya el primer día. Desde el primer hasta el quinto día se les dan nauplios dos veces al día, mañana y tarde; para todos los alimentos larvarios, la calidad de nauplios ha de determinarse mediante



examen visual de el agua. Las larvas de camarón de agua dulce no buscan el alimento activamente y por eso los NAS (que nadan enérgicamente a la misma altura que las larvas) son tan valiosos como alimento. Por lo tanto, se trata de que haya siempre nauplios en cantidades suficientes para que las larvas topen con ellos; la cantidad de nauplios que se necesita en un momento dado, dependen principalmente del volumen del tanque, no del número de larvas presente, aunque este último regula la velocidad a que se consumen los nauplios.

Como orientación, en el agua debería haber 1-5 NAS/ml, según la edad de las larvas, inmediatamente después de distribuirlos a -- los tanques como comida y 1 nauplio/ml antes de la distribución siguiente. Si en el segundo momento hay más de 1 nauplio/ml, las larvas están siendo sobrealimentadas o no se alimentan bien, si hay menos de 1 nauplio/ml en un tanque con 10 m³ de agua significa que hay de 10 a 50 millones de nauplios. La cantidad de quistes de camarón A. salina necesaria para producir 1 millón de nauplios depende del origen de los quistes y de la manera en que han sido tratados; cosa que normalmente se indica en las latas. Como una aproximación se puede suponer que se necesitan 50 - 250 g. de quistes de A. salina para producir los 10 - 50 millones de nauplios que hacen falta para la alimentación diaria de las larvas de un -- tanque de 10 m³. Normalmente las larvas de un tanque de estas dimensiones 1/ consumirán en todo su ciclo larval 2,5 - 5 Kg. de --- quistes de A. salina.

Tres días después de la eclosión se les puede empezar a dar el pienso preparado (PP) en cantidades crecientes, a partir del quinto -- día sólo se les darán NAS en la comida de la tarde para asegurarse de que haya alimento constantemente. No se recomienda el empleo -- de piensos preparados (PP) por la tarde porque la cantidad necesaria para satisfacer las necesidades durante toda la noche, contaminaría el agua. A partir del quinto día los piensos deberán suminis-

1/ Densidad de población aproximada: 30 -50/1, producción pre-- vista 10-20/1.

trarse en cuatro o cinco veces durante el día a intervalos de 1,5-2 horas, una vez más, no se puede prescribir la cantidad exacta que se ha de dar en cada comida, porque depende del -- consumo que hagan las larvas y lo tiene que juzgar visualmente el operador.

Es evidente que la cantidad de alimentos necesarios aumentará al crecer las larvas, como una aproximación, se puede esperar emplear 12-16 Kg de pienso por cada ciclo larval y cada tanque de 10 m³ l/. Para el quinto día se necesitarán cerca de 30-60 g/tanque en cada comida y la cifra aumentará luego a cerca de 200 g/tanque/comida.

Lo fundamental es que cada larva debe de llevar una partícula de pienso (PP) inmediatamente después de dárselo. Una alimentación insuficiente producirá hambre, canibalismo y escaso crecimiento, la sobrealimentación (observable por la gran cantidad de pienso que queda antes de la distribución siguiente) contaminará el agua, la contaminación por exceso de alimentos se nota por la presencia de partículas de pienso en el agua antes de la comida siguiente o por la acumulación de espumas en la superficie del agua, si el -- agua se contamina por error, hay que cambiarla inmediatamente.

Hasta el décimo día se usarán piensos con partículas aproximadamente de 0,3 mm y desde entonces hasta la metamorfosis de 0,3-1,0 mm. Las partículas de pienso preparado habrán de mantenerse al alcance de las larvas, lo que constituye una razón más para asegurar una aireación enérgica en los tanques.

5.4. RITMO DE CRECIMIENTO Y METAMORFOSIS:

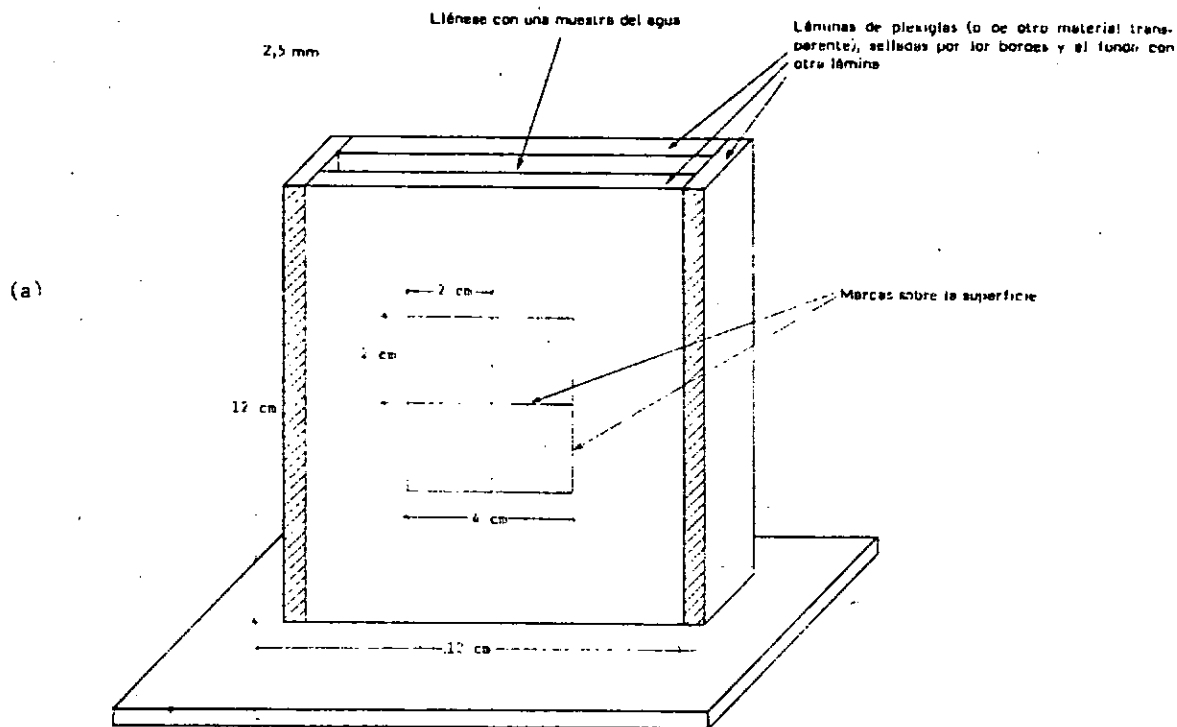
En la práctica no es necesario seguir el proceso de las larvas mediante examen microscópico, pero a los que deseen hacerlo, pueden usar una clave de las diversas fases larvales. El encargado del criadero aprende rápidamente a ver si sus larvas se alimentan y crecen bien mediante examen visual, empleando un tablero blanco

y observando su comportamiento (figura 5).

Las larvas sanas se concentran en la superficie al cerrar el aire, especialmente en los primeros diez días se alimentan activamente, tienen una pigmentación pardo rojiza y entre ellas no se observa canibalismo; las enfermas se acumulan en el fondo y con frecuencia presentan un color azulado, su consumo de alimentos disminuye si el problema es grave, se notan larvas muertas; las sanas nadan con la cola por delante, la cabeza hacia abajo y el vientre hacia arriba.

El tiempo que tardan las larvas en llegar a la metamorfosis varía según la alimentación y los factores ambientales, particularmente la temperatura. En una partida sana, bien alimentada y mantenida dentro de la gama óptima de temperaturas, las primeras post-larvas aparecerán a los 16-18 días, casi todas las larvas se habrán metamorfoseado en post-larvas para el día 25-28 y raramente es económicamente interesante mantener la partida más tiempo en espera de la metamorfosis de las pocas larvas que quedan.

La metamorfosis se caracteriza por un cambio radical del comportamiento y del aspecto, por primera vez los animales parecen camarones adultos en miniatura y en vez de nadar libremente, muchos se arrastran o se sujetan a las superficies del tanque. Una vez que la mayoría (90-95%) de las larvas se han transformado en post-larvas, deberán sacarse del tanque de larvas y pasarse al de almacenamiento; a partir de ese momento ya no se necesita agua salobre y las post-larvas pueden mantenerse en agua dulce. (8)



Cada uno de los cuatro cuadrados representa un volumen de 1 ml.

Colocando el aparato ante la luz se puede contar el número de nauplios de Artemia que hay en cada cuadrado, obtener la media y estimar la densidad de nauplios por ml.

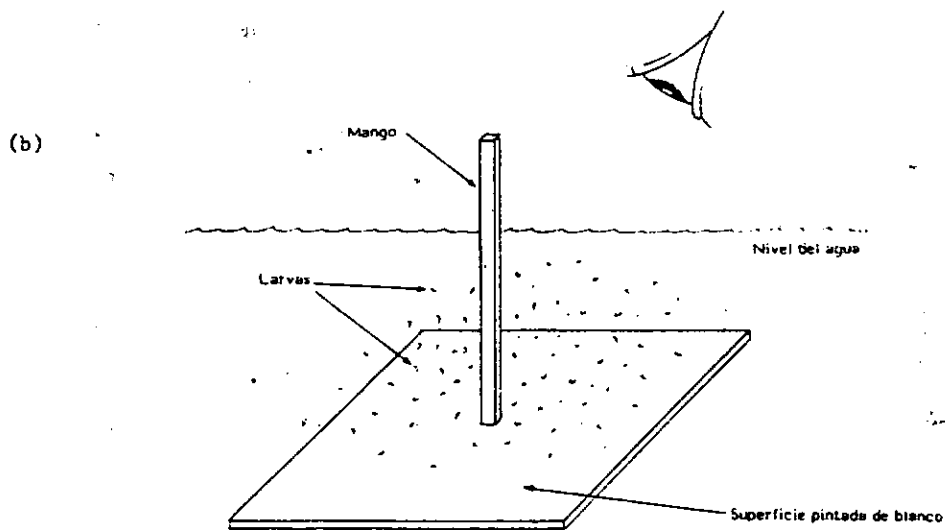


Figura 5 (a) Aparato para determinar la densidad de nauplios de Artemia.

(b) Tablero blanco para observar a las larvas.

DESCRIPCION DEL SITIO EXPERIMENTAL

1. CONDICIONES DEL LUGAR:

El Laboratorio en el que se llevó acabo la reproducción de camarón de agua dulce se ubico en las instalaciones del CEMA (Centro de Estudios del Mar y Acuicultura), en la Aldea Monte Rico, Taxisco, Santa Rosa. Los suelos del área pertenecen a la serie de suelos arena de plaza de mar, la cual se encuentra localizada a lo largo de la costa sur del país, adyacente al océano Pacífico. El material predominante es la arena suelta de color oscuro, casi negro, originada por deposiciones marinas. El IGN los clasifica como suelos aluviales y marinos con un 1% de pendiente, mal drenados y arena como material predominante.

1.1. CLIMA:

Holdridge, reporta que el área de la aldea Monte Rico, pertenece a la zona de vida Bosque Húmedo Sub-Tropical (cálido), sin estación fría bien definida.

1.2. TEMPERATURA:

La zona del biomonte no cuenta con una estación metereológica, la estación más cercana es la del Puerto de San José, en el departamento de Escuintla con registro de temperatura media anual de 26.4 grados centígrados, una máxima absoluta de 37 grados centígrados, una mínima absoluta de 14.4 grados centígrados.

1.3 PRECIPITACION:

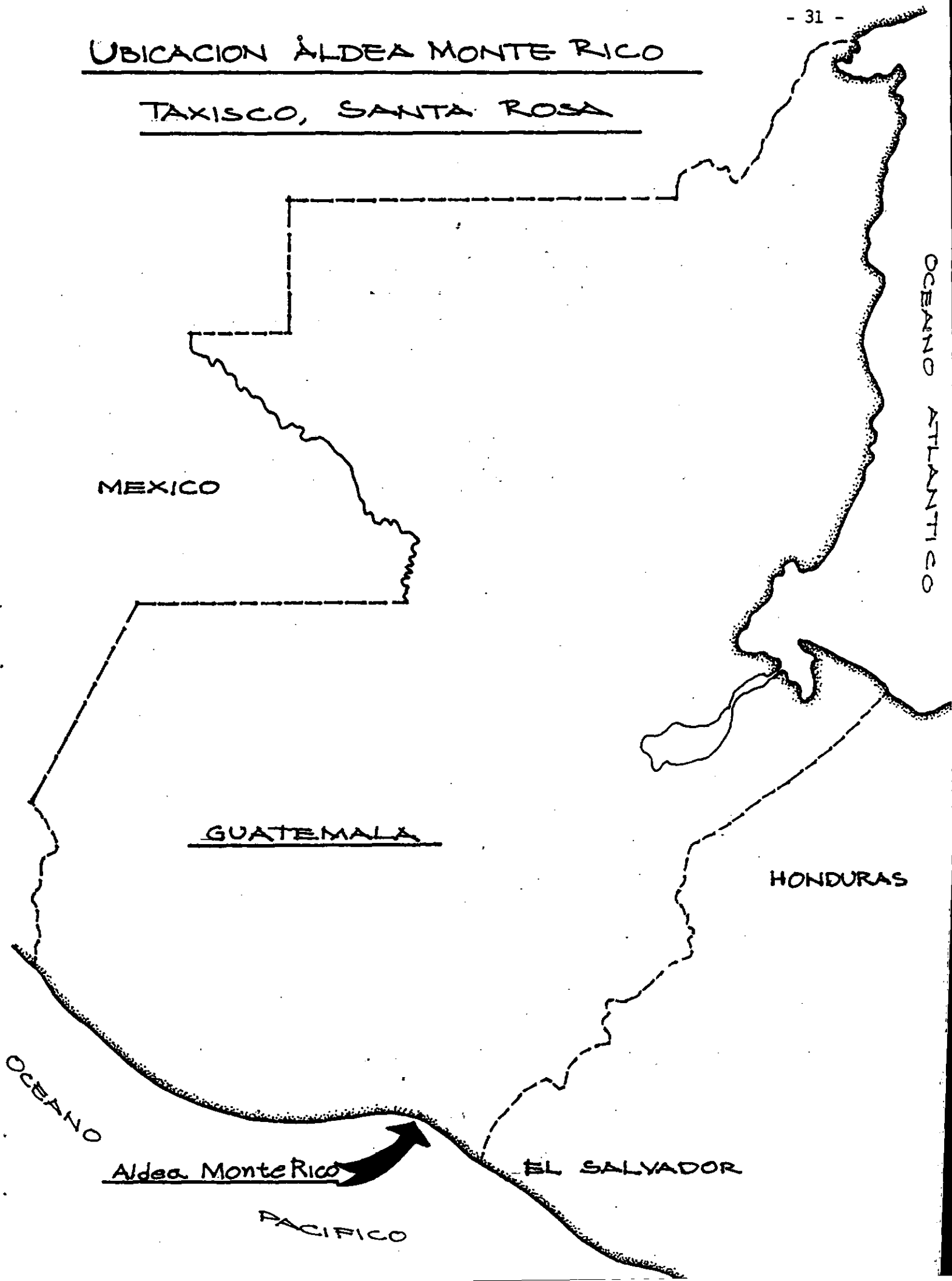
En 34 años de registro, la precipitación pluvial media fue de 1527.3 mm. anuales, según reporte de la estación del INSIVUMEH ubicada en el puerto de San José.

1.4. HUMEDAD RELATIVA:

En la zona se registra una humedad relativa promedio de 84 por ciento.

UBICACION ALDEA MONTE RICO

TAXISCO, SANTA ROSA



MEXICO

GUATEMALA

HONDURAS

OCEANO ATLANTICO

Aldea Monte Rico

EL SALVADOR

PACIFICO

OCEANO

Los vientos son muy leves, con un promedio anual de 1.5 kms. por hora.

2. MATERIALES UTILIZADOS:

De estos materiales, un 70% ya se encontraba en el Laboratorio del CEMA, los compresores de aire, tubería plástica y Artemia salina fue dado por Ditepesca; las láminas plásticas fueron prestadas por gente de la Comunidad, el listado completo de los materiales puede consultarse en Anexos.

3. VARIABLES A MEDIR:

3.1. SOBREVIVENCIA:

La densidad de siembra en los primeros estadios larvales se evaluó por medio del método Volumétrico, y cuando el 95% de la población paso a la fase de Post-larva, se contaron individualmente, registrando para la densidad de 50 Post-larvas por litro de agua una media de 21, y en la densidad de 30 Post-larvas por litro 25.

3.2. TIEMPO EN OBTENER POST-LARVAS:

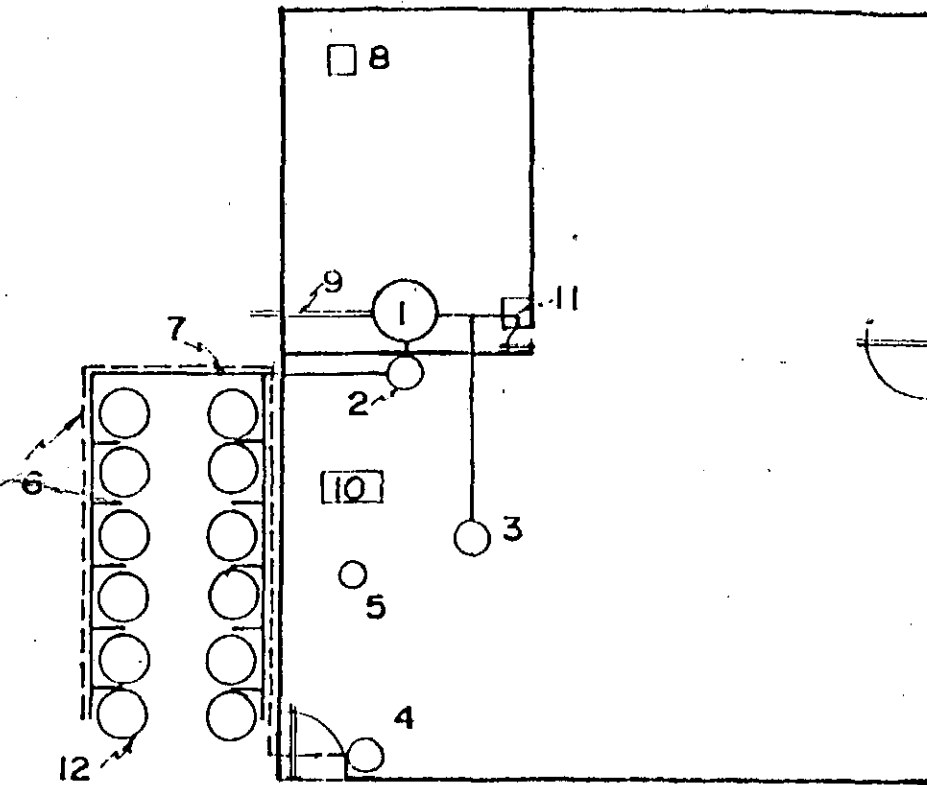
Se midió el tiempo que se llevó para cerrar el ciclo a post-larva, es decir, desde el día en que eclosionaron hasta llegar a su onceavo estadio larval cuando el 95% alcanzó su estadio de post-larva.

4. METODOLOGIA DE MONTAJE DEL ENSAYO:

El principal problema con el que se tropezó al establecer el Laboratorio de reproducción de camarón, fue conseguir un determinado número de hembras gravidas y machos que sirvieran como reproductores, éstas se obtuvieron en la finca San Agustín Ixtacapa, situada a 3 kms. de San Antonio Suchitepéquez, rumbo a Mazatenango, la cual se dedica al engorge de camarón de agua dulce entre otra de sus actividades. Para capturarlas se usó un chinchorro (arte de pesca usado para la captura de peces y camarones) de 40 mts. de largo, arrastrado por 4 hombres y llevándolo hacia una orilla para seleccionar los reproductores usados. Se muestrearon 2 estanques para escoger las hembras seleccionándose con huevos anaranjados, ya que si se hubieran hubieran escogido con huevos cafés probablemente -

hubieran abortado por el stress del trayecto. El transporte se realizó en bolsas de plástico de 50 libras de capacidad con un tercio de agua y dos tercios de oxígeno colocándo 5 camarones por bolsa.

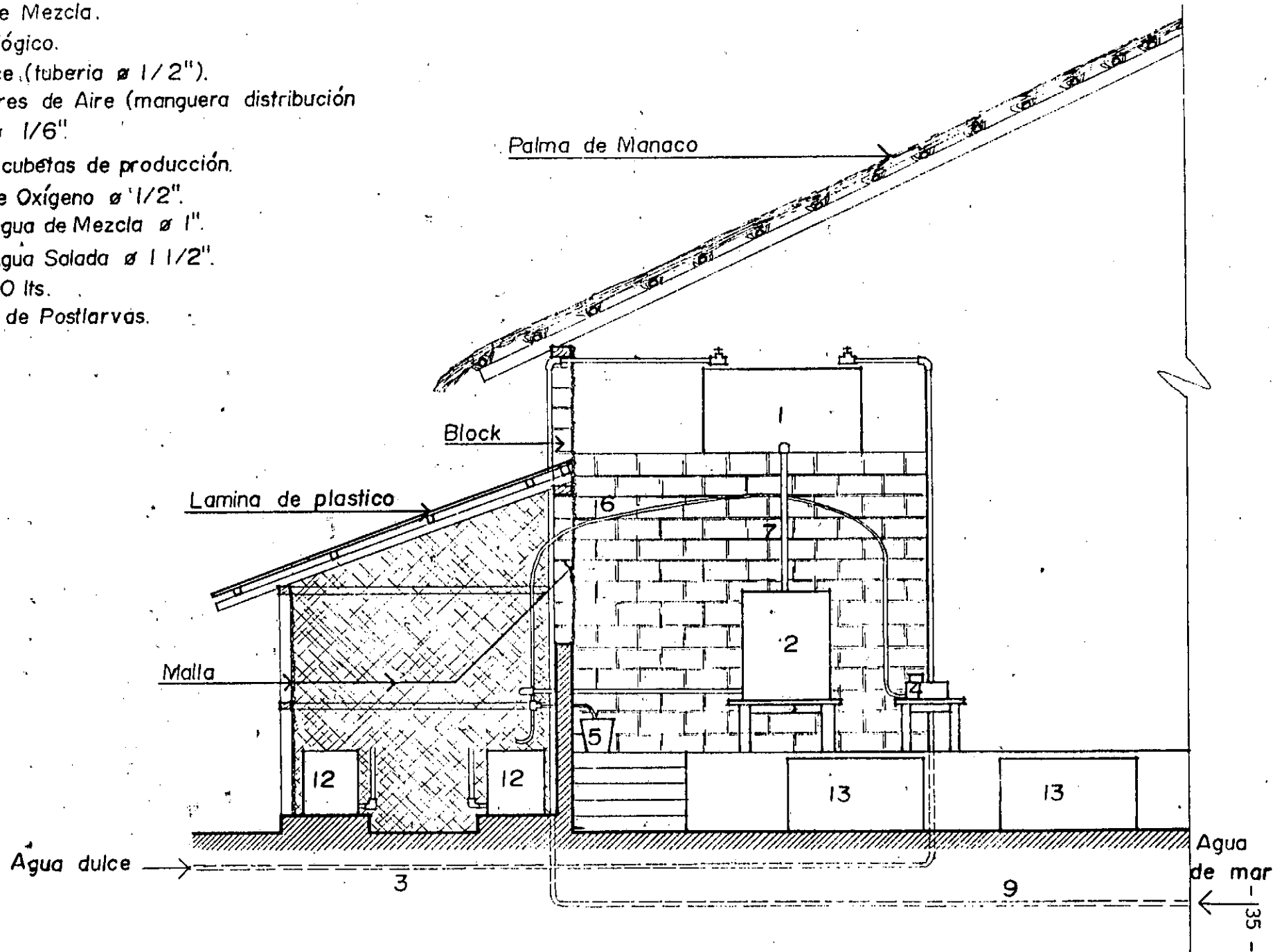
La cosecha se realizó por la mañana, se cubrieron las bolsas con maleza para evitar exponerlas al sol directamente; se trasladaron en Pick-Up, al llegar se les aclimató por 15 minutos y luego se les sacó de la bolsa, dejándolas libres, los tinacos estaban provistos de un sistema de oxigenación constante; una vez distribuidas las hembras en los diferentes tinacos de 500 litros de capacidad, se esperó durante 2 días a que eclosionaran las larvas en agua dulce, proporcionándonos un tinaco la cantidad suficiente de larvas para efectuar el experimento, después se les aumentó la salinidad subiendo gradualmente cada 2 horas, 2 o/oo de salinidad hasta llegar a 12 o/oo, la eclosería fue totalmente rediseñada, ya que se infirió que una de las causas por las que anteriormente no se había tenido éxito, fue porque los tinacos estaban dentro de un rancho de manaco con piso de ladrillo, lo que no ofrecía buenas condiciones de luminosidad ni de temperatura, construyendo la eclosería a la par del rancho en que anteriormente se encontraba con materiales rústicos, poniendo de techo 2 láminas de plástico transparente y 2 láminas de zinc a una altura de 2 mts., para regular la luminosidad y la temperatura, los tinacos se pusieron directamente en la arena únicamente se les levantó un peldaño de 10 cms. para poder efectuar las labores de higiene a través de los tubos, con codo que sirvieron como drenaje, para darse una mejor idea ver los Croquis de elevación y perfil de la forma en que quedó la Eclosería de Camarón, alrededor de este, solo se circulo con una malla de alambre para gallinero, la cual sirvió para proteger de animales domésticos que andaban deambulando por el lugar, como estaba sin protección por 3 lados, cuando llovía se tapaban cada uno de los tinacos con su respectiva tapadera, dejándoles inserto únicamente el sistema de oxigenación, esto se hizo con el objeto de que el agua de lluvia no alterara la salinidad; por la mañana se les destapaba. Se realizó



- 1 TANQUE DE MEZCLA
- 2 FILTRO BIOLÓGICO
- 3 AGUA DULCE
- 4 COMPRESORES DE AIRE
- 5 ARTEMIA, CUBETAS DE PRODUCCION
- 6 TUBERIA OXIGENO Ø 1/2"
- 7 TUBERIA AGUA DE MEZCLA Ø 1"
- 8 REFRIGERADOR
- 9 TUBERIA AGUA SALADA Ø 1 1/2"
- 10 EQUIPO PARA ANALISIS
- 11 LAVAMANOS
- 12 TINACOS 50 LITROS

CROQUIS DE LA ECLOSERIA DE CAMARON

1. Tanque de Mezcla.
2. Filtro Biológico.
3. Agua Dulce (tubería \varnothing 1/2").
4. Compresóres de Aire (manguera distribución de aire \varnothing 1/6").
5. Artemia, cubetas de producción.
6. Tubería de Oxígeno \varnothing 1/2".
7. Tubería Agua de Mezcla \varnothing 1".
9. Tubería Agua Salada \varnothing 1 1/2".
12. Tinacos 50 lts.
13. Depósitos de Postlarvas.



Esc. 1: 50 Perfil de la forma en que se construyo la ecluseria de camarón

el conteo y distribución de las densidades establecidas, dejando 30 larvas por litro en 5 tinacos y 50 larvas por litro en los otros 5 tinacos. Para determinar el número de larvas depositadas se usó el método alícuota o volumétrico, éste consistió en colocar las larvas en un volumen conocido en proporción estimada de 1 a 2 larvas por mililitro, se tomaron alícuotas en un vaso químico de 50 ml. que completamente llenó media 57 ml., se tomaron 5 alícuotas y se contó el número de larvas de cada una, considerándose un muestreo correcto por medio de la siguiente relación, se determinó el número total de larvas capturadas.

No. total de larvas = No. promedio de larvas por alícuota

$$X \frac{\text{VOLUMEN TOTAL}}{\text{VOLUMEN ALICUOTA}}$$

Las hembras ya eclosionadas se sacaron de los tinacos y se pusieron en otros de duralita, que sirvieron de mantenimiento de los reproductores, se trabajó entonces únicamente con las larvas, el manejo que se explica a continuación, fue el que se le dió a cada uno de los 10 tinacos con que se realizó el experimento, de un tinaco de 500 litros, en el cual habían eclosionado 2 hembras se hizo un conteo por el método volumétrico, determinándose que el número de larvas sí alcanzaba para realizar el experimento, procediendo a continuación a efectuar el conteo para cada uno de los tinacos y dejar establecida así la densidad que le toca a cada uno, previo sorteo efectuado. Se aumentó paulatinamente la salinidad de los tinacos con agua de mar extraída desde la orilla de la playa, con la ayuda de una bomba de gasolina de 2. H.p. y un colaborador que se encargaba de mantener sumergida la manguera dentro de las olas a tal altura que no succionara arena ni se quedara sin agua, esto se realizaba cada vez que el depósito de mezcla se agotaba, la tubería de agua salada iba directamente al tanque de mezcla, el cual se controlaba para obtener la salinidad correcta, una vez obtenido el grado de salinidad adecuado se pasaba previamente por un filtro biológico, elevando la salinidad en término de 48 horas desde cero hasta doce partes por mil; el primer día de nacidas las larvas no se alimentaron, el segundo

día se alimentaron con Brine Shrimp Nauplii (BSN) que es un alimento biológico (pequeños crustáceos), su nombre científico es -- Artemia salina (10 larvas/ml) el cual se preparó todos los días, 24 horas antes siguiendo la metodología que se detalla:

En un recipiente (generalmente una cubeta) se depositó agua a -- 35 partes por mil de salinidad (agua del mar) y se colocó los -- huevos de Artemia salina de 5 a 10 Grs. por cada litro, esto es -- una cucharada por cada cubeta, luego se les ponía aireación constante hasta que comenzaran el desarrollo embrionario.

Para sacar los nauplios con alto grado de pureza se procedió así: Se suspendió la aireación al recipiente de modo que el agua se mantuvo quieta y las cáscaras de los huevos flotaron en la superficie, se extrajo el agua del fondo (con cuidado de que no se fueran las cáscaras también), se filtró con una malla y se votó el agua, la mezcla de nauplios y huevos se puso en un recipiente con agua dulce, se mantuvo el recipiente inclinado por 5 minutos para que los nauplios se concentraran en la parte baja y los huevos se fueran al -- fondo, se extrajeron los nauplios por medio de un sifón, se votó -- el agua dulce y se pusieron los nauplios en agua salada para utilizarlos en ese momento o guardarlos. (11)

El tercero, cuarto y quinto días, se alimentaron únicamente con -- Artemia salina, del sexto día hasta la obtención de post-larvas se alimentaban en la mañana con un flan compuesto de huevo y de leche entera en polvo, para obtener dicho flan se seguía el siguiente procedimiento: Se mezclaba un huevo grande por tres medidas de leche entera en polvo, marca Klim, poniéndola a cocinar en baño maría -- hasta que se obtenía una consistencia dura como de flan, luego se pasaba por un colador de malla fina para graduar el tamaño de las partículas que se le daba, éste iba cambiando según crecían las larvas, graduándoseles de tal modo que cada larva pudiera tomar un --- pedazo entre sus patas y sostenerlo hasta haberlo consumido totalmente, la cantidad de flan a cocinar variaba dependiendo de la necesidad, regularmente se cocinaba lo suficiente para dos días guardándolo refrigerado. En la tarde siempre se alimentaba con Artemia

salina, en la mañana en algunas ocasiones se combinó con pescado, el cual se hacía pasar por un cedazo con la ayuda de agua a presión, también se les proporcionó huevos de pescado sierra, cuando lograron conseguirse éstos, se les dió durante 5 veces en todo el experimento y eran bien consumidos por las larvas.

La calidad del agua junto con la alimentación fue el factor más importante de la eclojería. Se trató en todo momento de mantener una buena calidad de agua, principalmente intercambiándose periódicamente y limpiando diariamente los tinacos de los desperdicios de alimento, la limpieza se realizaba por las mañanas y por las tardes, antes de alimentarlas con la finalidad de sacar todo el sobrante de la alimentación anterior, para evitar así la proliferación de bacterias y acumulaciones de NH_3 , y NO_2 .

La limpieza se realizaba dos veces al día, por la mañana y al atardecer, pero cada dos horas los tinacos eran agitados con un tubo de plástico para que el alimento que se había sedimentado en el fondo volviera a levantarse y estar en esta forma disponible nuevamente para que fuera encontrado por las larvas, por lo general se encontraba una sedimentación del alimento no consumido, el cual era necesario aspirarlo diariamente por medio de sifones, éstos se construyeron con varillas de vidrio capilar 8 y en su extremo se les unía una tubería de plástico transparente de 130 cms. de largo para que éste llegara hasta las palanganas en donde se depositaba la suciedad y las larvas que eran aspiradas para luego devolverlas al tinaco, del cual se sacaron al finalizar la limpieza. El exceso de alimento tenía que ser removido o constituiría un substrato y alimento para bacterias y hongos, los cuales podrían causar una mortalidad total a las larvas.

El oxígeno se mantenía a niveles de saturación, intercambiando a cada 12 horas los compresores de aire para evitar el sobrecalentamiento, teniendo el sistema de aireación como propósito mantener

las partículas de alimento en suspensión constante y así ser -- accesibles a las larvas, esta aireación no era muy vigorosa ya que podría dañar físicamente a las larvas y les dificultaría la captura del alimento; la oxigenación se controlaba por medio -- de reguladores de aire consistentes en un marco con un tornillo, el que estrangulaba la manguera y en esta forma reducía la oxigenación.

La iluminación se reguló en un 50% de la luminosidad total del sol, se colocaron en el techo 2 láminas de plástico y 2 láminas de zinc para regularla, se usó tinacos de color verde, ya que los colores claros y brillantes podrían interferir en la captura del alimento y porque eran los que se habían comprado para hacer este tipo de experimentos, pero que por razones desconocidas nunca se -- habían utilizado.

Las larvas son susceptibles a la nicotina, por lo que se prohibió fumar donde se encontraban los tinacos con larvas y para alimentarlas y limpiarlas se hacía con las manos desinfectadas.

Algunos nauplios de Artemia salina debían mantenerse todo el tiempo en los tinacos para evitar el canibalismo por falta de alimento entre las larvas.

La temperatura se mantuvo entre los rangos aceptables de 24 a 31 grados centígrados (el rango óptimo es de 26 a 28 grados centígrados) ver gráfica de registro de temperatura dentro de la eclosión el pH se mantuvo entre 7.0 a 8.0, ver gráfica de registro de pH, se monitoreaba cada día la calidad del agua, usando técnicas físicas, para la salinidad un refractómetro portable, para pH técnicas químicas y para temperatura en termómetro.

Se utilizó el sistema de cultivo en agua clara, el cual se trata simplemente de hacer crecer las larvas en agua clara, dando un excelente resultado y siendo más práctico. Dentro de este sistema podemos recircular el agua por filtro biológico como método de purificación del agua (sistema cerrado) o usar un sistema abierto,

en el cual se usará agua nueva cada vez que se realiza un intercambio de agua, en nuestro caso utilizamos el sistema abierto; - se utilizaron 10 tinacos de 50 litros de capacidad, los cuales - se pusieron en el suelo distanciados 10 cms. uno del otro.

5. METODOLOGIA EXPERIMENTAL:

El método experimental que se utilizó fue una prueba de 2 medias independientes y la prueba de significación estadística fue la "T" de student, por medio de ésta se analizó los resultados, se hicieron 2 tratamientos con 5 repeticiones cada uno.

El período en que se ejecutó la investigación fue del 13 de junio al 13 de julio de 1987, el registro de la investigación se llevó a cabo en boletas diseñadas para este fin (ver boleta de manejo - de la eclojería en anexos).

Al análisis de la información de la variable respuesta se le hizo una prueba de hipótesis como 2 medias independientes, llegándose - a la conclusión de que las 2 medias no son iguales, es mejor la - media 30 larvas por litro.

RESULTADOS Y DISCUSION:

De la investigación realizada se obtuvieron resultados que se presentan a continuación:

CUADRO No. 1

Porcentaje de sobrevivencia, cuando el 100% de la población tenía el estadio de Post-larva.

TRATAMIENTO	REPETICIONES					TOTAL	\bar{X}
A. 50 larvas/Lt.	28.5	16.5	26.0	15.55	17.20	103.75	20.75
B. 30 larvas/Lt.	22.25	23.41	20.75	25.58	32.25	124.24	24.85

T Calculada = 4

T Tabulada = 3.35

CUADRO No. 2

Distribución de tinacos, sobrevivencia, densidad y promedio de temperatura a dos diferentes horas en el Laboratorio.

TEMPERATURA		%		P1/1.		%		TEMPERATURA	
9.0.-10.0	16.0-17.0	SOBREVI- VENCIA	No.	DENSIDAD	No.	SOBREVI- VENCIA	16.0-17.0	9.0-10-0	
27.82	30.93	20.75	6	30	50	5	26	30.24	27.37
27.79	30.83	15.55	7	50	30	4	23.41	30.38	27.56
27.64	30.72	17.20	8	50	50	3	16.50	30.40	27.52
27.55	30.73	25.58	9	30	30	2	22.25	30.58	27.66
28.24	31.35	32.25	10	30	50	1	28.50	30.50	27.47
\bar{X} 27.80	30.91	22.26					23.33	30.42	27.51

Basándose en New, M.B.(7) que reporta un tiempo mínimo de 16 a 20 días entre los estadios de huevo a Post-larva se considera aceptable - el tiempo de 30 días que duro el desarrollo de estas fases en el presente trabajo, con temperaturas que oscilan entre los 26 a 32 grados centígrados.

Se cree que anteriormente no habían tenido éxito en el laboratorio del CEMA debido a la falta de una infraestructura adecuada que no les permitia alcanzar los rangos de temperatura necesaria y mantenerla sin fluctuaciones drásticas, ya que si estas se alcanzaban en las horas - mas calurosas, probablemente en similar forma descendia en las horas - de la noche, lo que provoca una gran mortalidad en las larvas; para - obviar estos cambios drásticos de temperatura fue que se diseño y cons - truyo una infraestructura que permitiera mantener estable la tempera - tura, el piso se dejo de arena, los tinacos fueron puestos sobre esta ya que este material no sufre cambios tan drásticos de temperatura co - mo el piso de cemento, el viento predominante es de Norte a Sur por lo que se ubico de tal forma que una pared de block impedia que este al - terara el micro clima formado.

Los porcentajes de sobrevivencia se consideran aceptables; pero no los mejores, esto se debio a que en una oportunidad la bomba de succionar agua de mar sufrió una falla mecanica y se tardo una semana para componerla, para hacer los cambios de agua diarios se recurrio a formular la salinidad con sal de sol, es decir en el tanque de mezcla se tenía agua dulce a la cual se le agregaba sal elaborada a base de evaporación con plásticos negros, llamada de sol, la que se agitaba continuamente, midiendose el grado de salinidad, hasta alcanzar el deseado, con esta mezcla se recambio el agua por una semana; la mortalidad en esa semana se mantuvo igual a las registradas anteriormente pero no se sabe si esto afecto en alguna forma la mortalidad.

Otro factor que pudo haber alterado la sobrevivencia, fue que en una oportunidad se corto el fluido eléctrico, se conectó inmediatamente el generador de luz que se mantenía para estos casos, para continuar oxigenando los tinacos, el tiempo sin duración de energía fue muy prolongado, acabandose con la gasolina disponible para la planta, por lo que pasaron seis horas las larvas sin oxigenación hasta que se reestableció la electricidad.

CONCLUSIONES

De acuerdo a las respuestas de los tratamientos, los análisis efectuados y las observaciones de campo bajo las condiciones ecológicas de la aldea Monte Rico, Taxisco, Santa Rosa, se concluye que:

1. Habiendo diferencia significativa entre los dos tratamientos, se acepta la hipótesis planteada.
2. Los promedios de temperatura tomados entre nueve y diez a.m. se mantuvieron entre 27.51 a 27.80 y los leídos en el intervalo de diez y seis a diez y siete p.m. entre 30.42 a 30.91, ambos alcanzaron los rangos óptimos requeridos.
3. La sobrevivencia expresada en porcentaje no presenta correlación con la variable temperatura.
4. Si es factible la reproducción del camarón de agua dulce, Macrobrachium rosenbergii, bajo las condiciones ambientales creadas en el presente experimento'

RECOMENDACIONES

En el presente trabajo se ha expuesto en forma resumida el funcionamiento de una eclostería de camarón de agua dulce en nuestro medio, evidenciándose las deficiencias que se tuvieron en el desarrollo de este por falta de equipo.

Aunque no es el objetivo principal de este estudio, a continuación se sugieren algunas medidas tendientes a orientar y coadyuvar el desarrollo económico social del país, de manera que permita la participación de los recursos humanos que puedan ser formados en este campo, en la creación de proyectos de importancia para nuestro desarrollo.

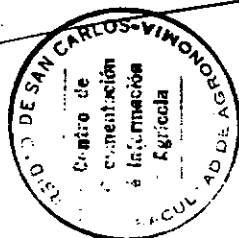
- Dada la importancia de conocer el diferente comportamiento de desarrollo larval en el transcurso del año, se recomienda continuar con esta misma investigación, para la obtención de mejores resultados, confianza y seguridad.
- Enseñar esta técnica, teórica y prácticamente a los estudiantes del último año que egresen del CEMA para su efecto multiplicador.
- Utilizar la densidad de 30 larvas por litro para la cría de camarón de agua dulce Macrobrachium rosenbergii.
- Llevar a cabo en similares condiciones, otras evaluaciones con diferentes densidades de desarrollo larval.
- Realizar esta misma investigación, pero con la técnica de cultivo en agua verde.
- Construir un laboratorio con la infraestructura y equipo necesario en el lugar que se efectuó el experimento para que permita controlar los parámetros físico-químicos y los rangos adecuados para la reproducción de camarón de agua dulce.

- Incrementar el apoyo logístico a las instalaciones del CEMA
en Monte Rico, Taxisco, Santa Rosa.

BIBLIOGRAFIA

1. AQUACOP. 1977. Macrobrachium rosenbergii culture in Polynesia; progress in developing a mass intensive larval rearing technique in clear water. Roma, P. 311-26.
2. AQUACULTURES EVERGLADES PROJECT. 1979. Técnicas desarrolladas en el cultivo o cría de camarón de agua fresca. Trad por - Perla de García, a Intecap. Guatemala. P. 20.
3. ESCOBAR, F.J.C. 1981. El cultivo de camarón de agua dulce -- Macrobrachium rosenbergii. Guatemala, Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación. Documento de Campo no. 5. P. 40.
4. LING, S.W. 1969. The general biology and development of Macrobrachium rosenbergii. Roma, FAO. v. 3, P. 25-29.
5. LITTLE, T.M.; HILLS, F.S. 1976. Métodos estadísticos para la investigación en la agricultura. México, s:n. P. 32-33, 43-44.
6. MISION TECNICA DE PESCA DE LA REPUBLICA DE CHINA. 1979. Introducción al cultivo de camarón de río Macrobrachium rosenbergii de Man. Honduras, Serie de Pesca no. 8. P. 1-16.
7. NEW, M.B. 1975. The selection of sites for aquaculture. Roma, FAO. P. 379-86.

Patruale



8. _____.; SINGHOLKA, S. 1984. Cultivo de camarón de agua dulce; manual para el cultivo de Macrobrachium rosenbergii. Roma, FAO. Documento Técnico de Pesca. no. 225. P. 1-31.
9. OSTLE, B. 1981. Estadística aplicada; técnicas de la estadística moderna, cuándo y dónde aplicarlas. México, Limusa. P. 340-343.
10. PANAMA. DIRECCION NACIONAL DE ACUICULTURA. 1984. Manual de cría de camarones peneidos en estanques de aguas salobres. Panamá, Pan. P. 14-16.
11. _____. 1984. Manual de cultivo de camarón de río gigante de Malasia. Panamá, Pan. P. 1-24.
12. SORGELOOS, P. 1978. The culture and use of Brine shrimp, Artemia salina, as food for hatchery raised larval prawns, shrimps -- and fish in South - east Asia. Roma, FAO. P. 226-235.
13. TRES, D.J. s.f. Fomento de cultivo de camarones en Guatemala. Guatemala, Camarotecnia. P. 2-24.
14. WULFF, R.E. 1982. The experience of fresh water prawn farm in Honduras, Central América, in giant prawn farming. Holanda, Elsevier. P. 45-48.

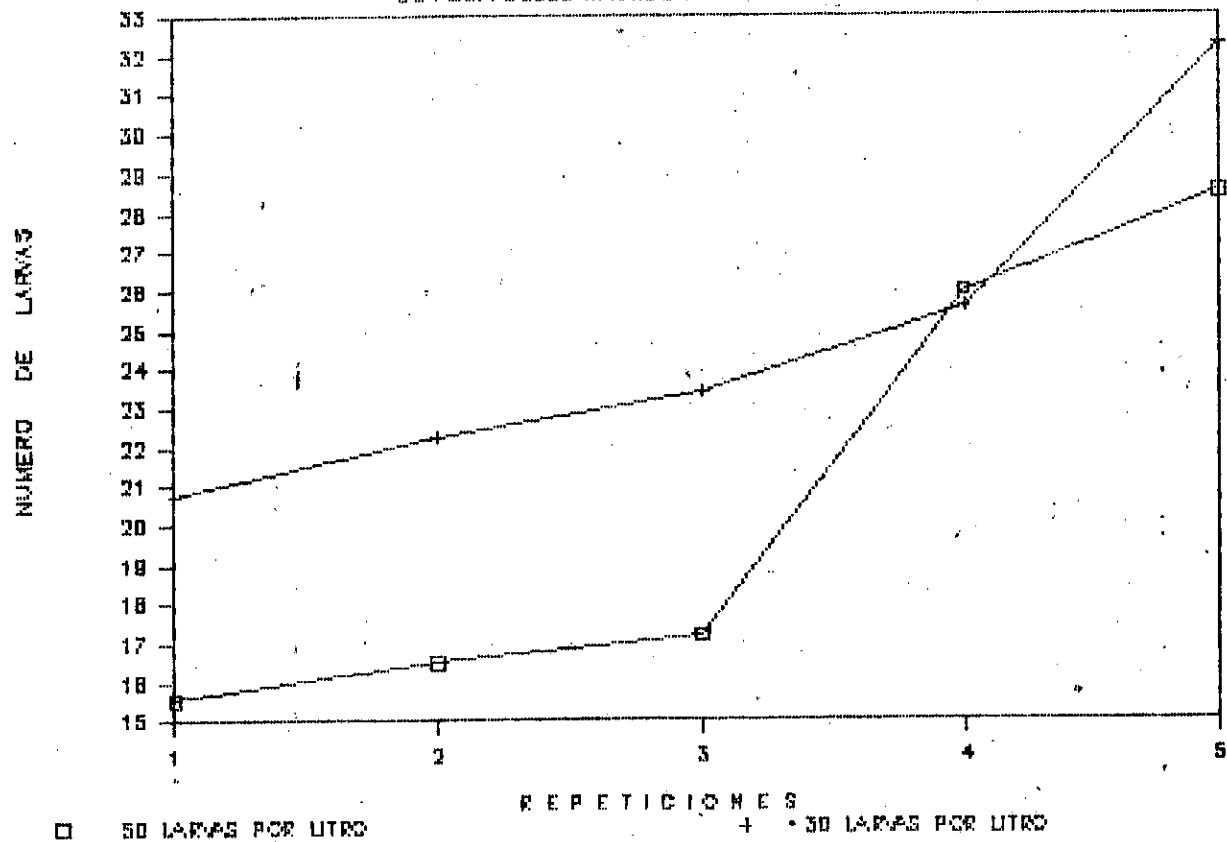
No. 130

Patuallé



ANEXOS

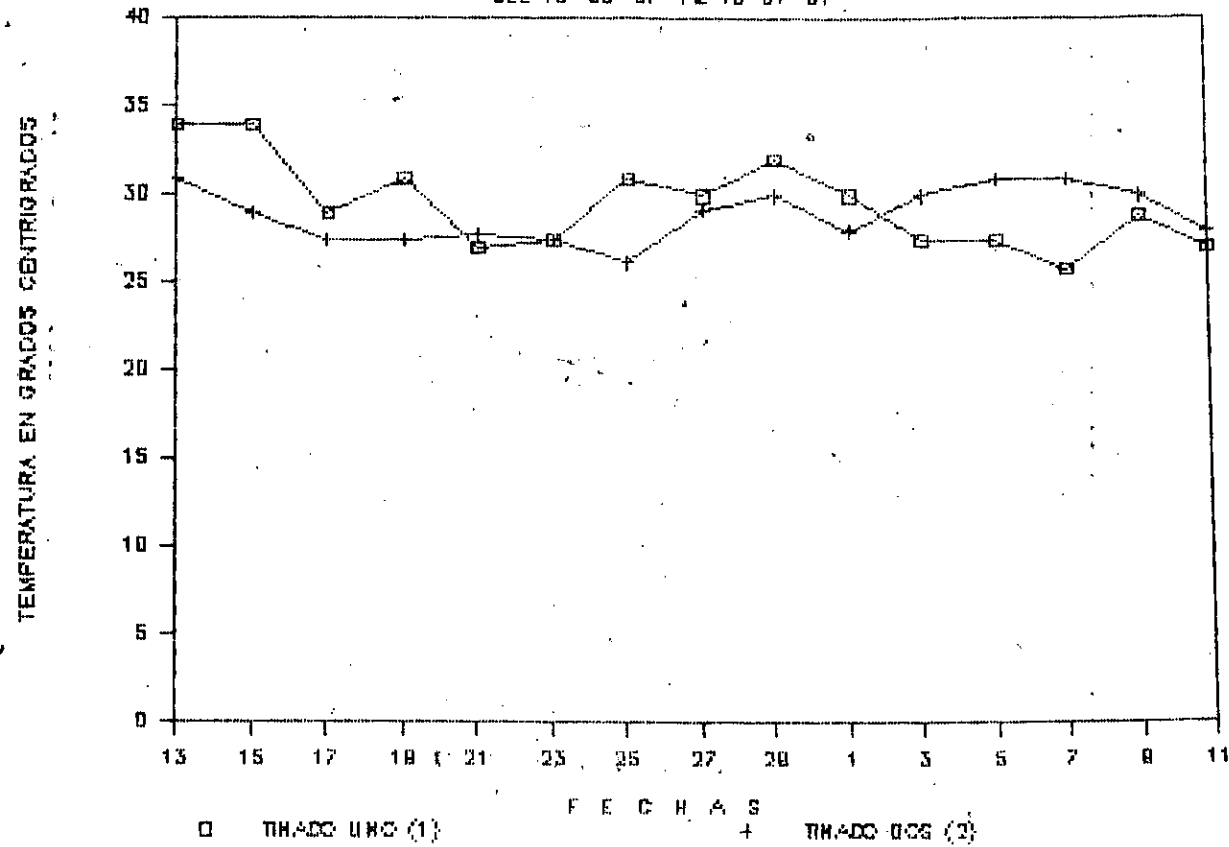
PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA DE CAMARON DE AGUA DULCE MACROBRACHIUM ROSENBERGI



INSTITUTO VENEZOLANO DE INVESTIGACIONES CIENTÍFICAS
Biblioteca Central

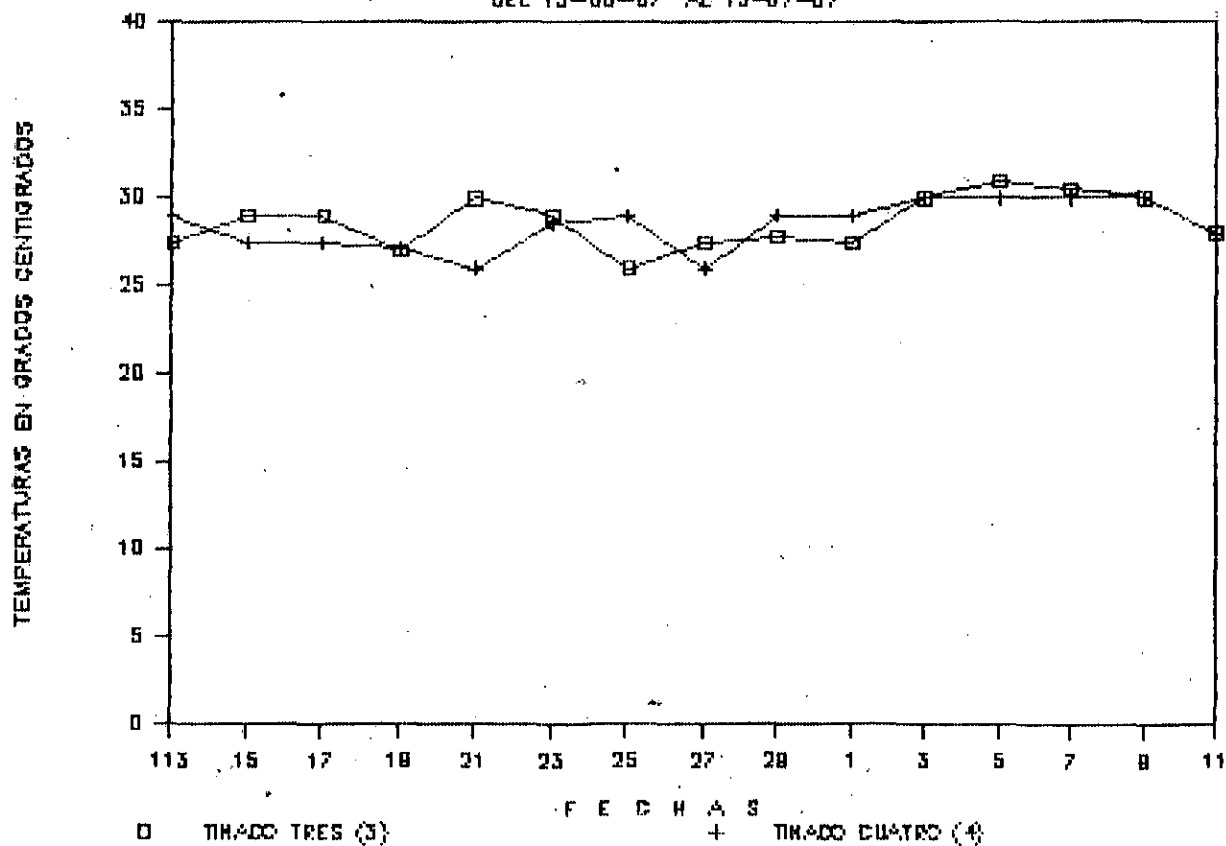
RÉGISTRO DE TEMPERATURAS TINACO 1 Y 2

DEL 13-08-87 AL 13-07-87



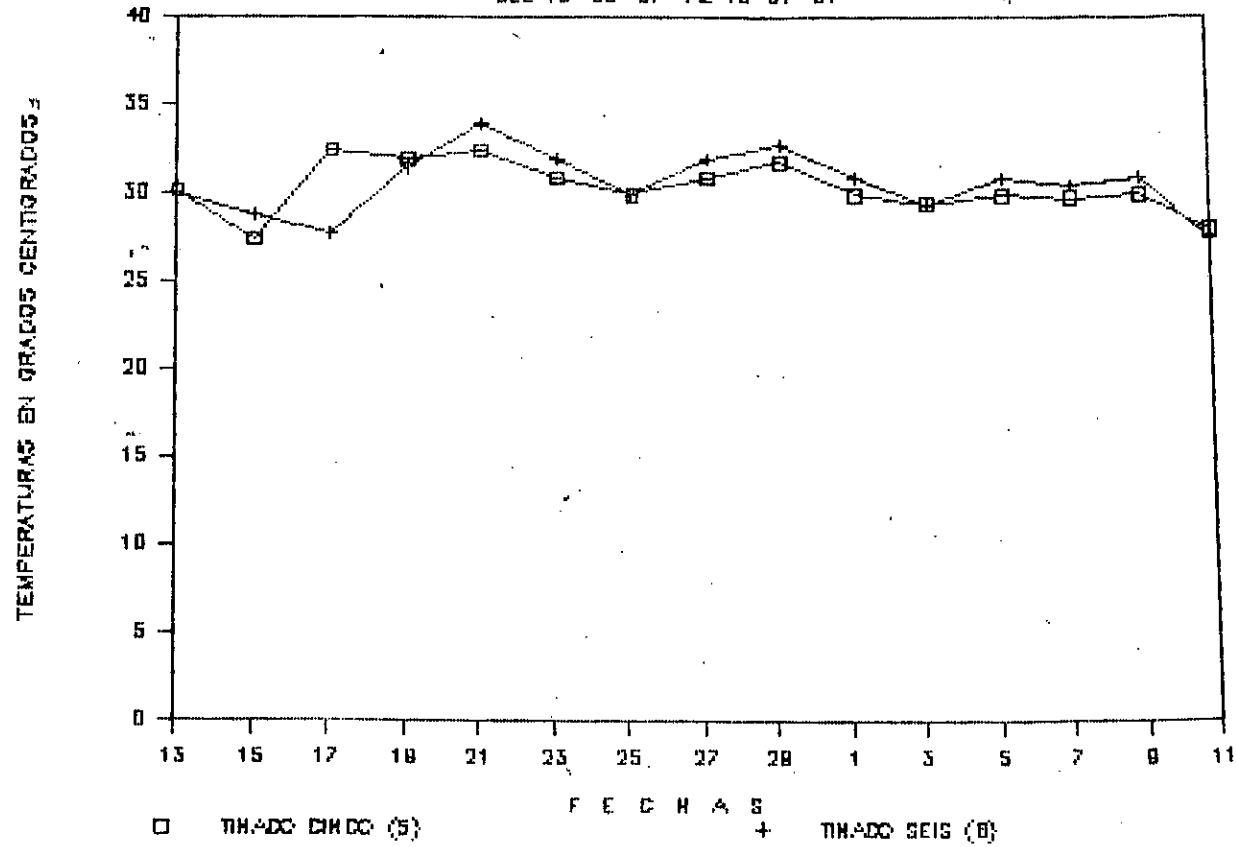
REGISTRO DE TEMPERATURA TINACOS 3 Y 4

DEL 13-06-87 AL 13-07-87



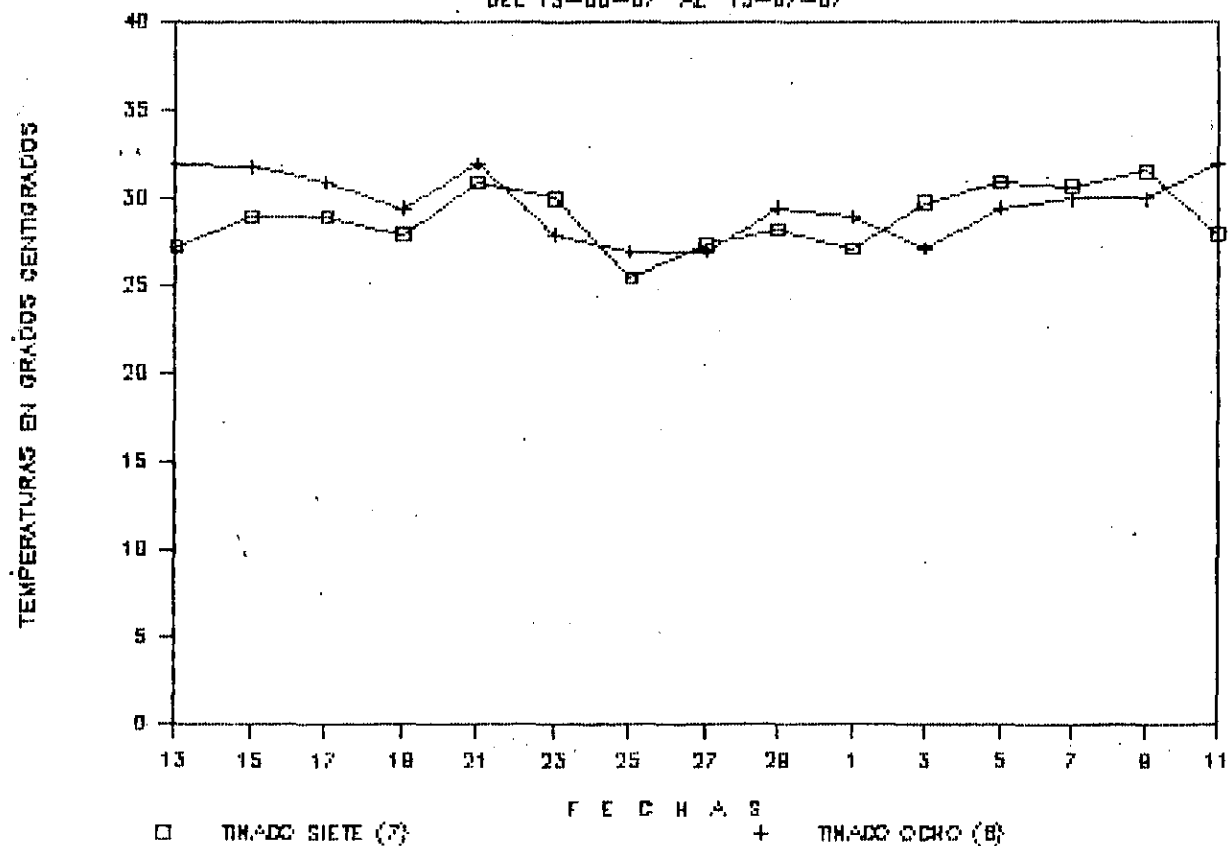
REGISTRO DE TEMPERATURAS TINACO 5 Y 6

DEL 13-08-87 AL 13-07-87



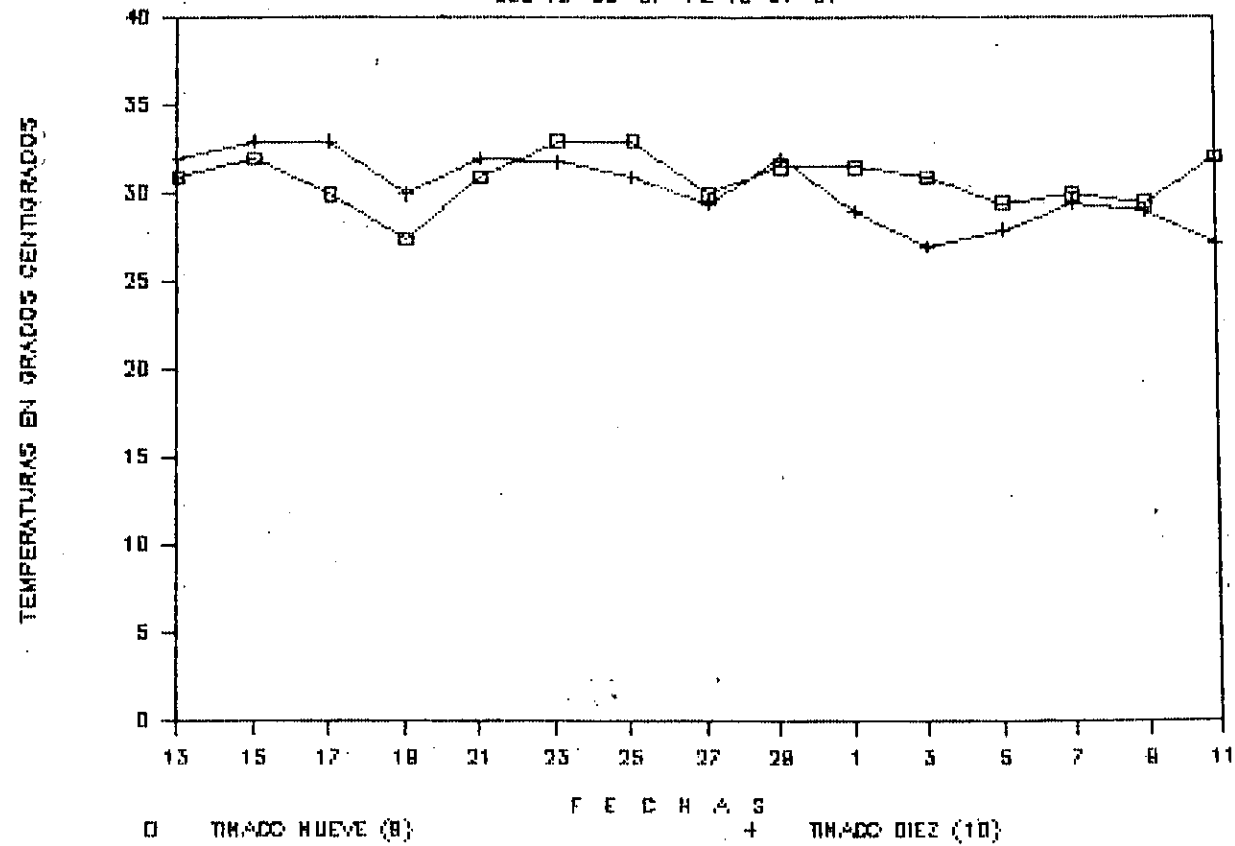
REGISTRO DE TEMPERATURAS TINACOS 7 Y 8

DEL 13-08-87 AL 13-07-87



REGISTRO DE TEMPERATURAS TINACOS 9 Y 10

DEL 15-08-87 AL 15-07-87



M A T E R I A L E S

- 1 Estufa
- 1 Disco Sechi
- 1 Estereoscopio
- 2 Beaker de 500 ml.
- 2 Beaker de 250 ml.
- 30 Huevos de gallina
- 1 Filtro biológico
- 1 Cinta métrica
- 5 Cubetas de 6 litros
- 1 Acuario de 30 litros
- 12 Reguladores de aire
- 12 Piedras de aireación
- 1 Olla de 60 cms. de diámetro
- 1 Olla de 30 cms. de diámetro
- 2 Kgs. de pescado fresco
- 1 Planta eléctrica de 5 H.P.
- 3 Libras de leche entera en polvo
- 1 Equipo de análisis de agua Hach
- 24 Boletas de registro de datos
- 1 Refractómetro para salinidad
- 10 tinacos de plástico de 50 litros
- 2 Libras de Artemia salina (Brine Shrimp)
- 6 Palanganas de 30 cms. de diámetro
- 3 Mallas manuales de 1/64 Pulgasas de mesh
- 5 Sifones de vidrio de un metro de largo,
capilar 8

- 20 Metros de tubería de plástico transparente de 1/8 de pulgadas
- 4 Coladores de Mesh de 1/80, 1/64, 1/45, 1/30 de pulgada
- 1 Planta para succionar agua de mar de 2 H.p.
- 15 Metros de tubería PVC para conducción de aire de 1/2 pulgada
- 2 Compresores de aire de 1/2 H.P. (Sprayit 40 PSI modelo 1007)
- 1 Depósito de 500 litros de fibra de vidrio para hacer la mezcla
- 30 Metro de tubería tubovinil para conducción de agua de una pulgada de diámetro.

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA



FACULTAD DE AGRONOMIA

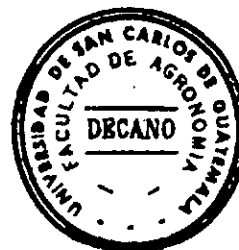
Ciudad Universitaria, Zona 12.


Apartado Postal No. 1545

GUATEMALA, CENTRO AMERICA

Referencia
Asunto

"IMPRIMASE"




ING. AGR. ANIBAL B. MARTINEZ M.
D E C A N O